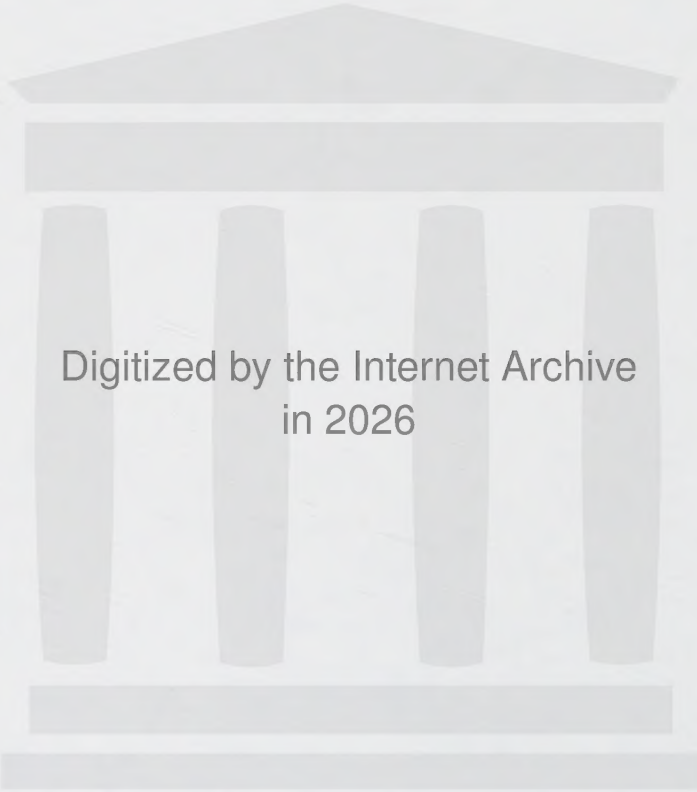


**Die aerobe Darmflora von freilebenden und in Gefangenschaft
gehaltenen Mönchsgrasmücken (*Sylvia atricapilla*)**

Martin Heim

München 1988



Digitized by the Internet Archive
in 2026

Aus dem Institut für Geflügelkrankheiten der

Ludwig-Maximilians-Universität, München

Vorstand: Prof. Dr. J. Kösters

Arbeit angefertigt unter Leitung von

Prof. Dr. Dr.habil. H. Gerlach

und aus der

Vogelwarte Radolfzell am Max-Planck-Institut

für Verhaltensphysiologie

Prof. Dr. P. Berthold

Die aerobe Darmflora von freilebenden und in Gefangenschaft
gehaltenen Mönchsgrasmücken (*Sylvia atricapilla*)

Inaugural-Dissertation

zur Erlangung der tiermedizinischen Doktorwürde

der Tierärztlichen Fakultät der Ludwig-Maximilians-Universität

München

von

Martin Heim

aus

Radolfzell

München 1988

Gedruckt mit Genehmigung der Tierärztlichen Fakultät
der Universität München

Dekan: Prof. Dr. M. Rüsse

Referent: Prof. Dr. Dr.habil H. Gerlach

Korreferent: Prof. Dr. M.J. Forstner

Tag der Promotion: 29. Juli 1988

Meinen Eltern in Dankbarkeit

Inhalt

1.Ø.	Einleitung	2
2.Ø.	Literatur	4
2.1.	Darmflora	4
2.1.1.	Funktion und Wirkungsweise	4
2.1.2.	Zusammensetzung	8
2.1.3.	Entwicklung	17
2.2.	Taxonomie von Bakterien	19
2.3.	Mönchsgrasmücke	22
3.Ø.	Eigene Untersuchungen	27
3.1.	Versuchsplan	27
3.2.	Vogelhaltung und Fütterung	28
3.3.	Probeentnahme	30
3.4.	Mikrobiologische Untersuchung	32
4.Ø.	Ergebnisse	35
5.Ø.	Diskussion	54
6.Ø.	Zusammenfassung	61
	Summary	62
	Resumen	63
7.Ø.	Literaturverzeichnis	64
	Lebenslauf	76
	Danksagung	77

1.0. Einleitung

Jede Tierart hat eine spezifische, ihr angepaßte Darmflora. Ihr Aufbau beginnt unmittelbar nach der Geburt, beziehungsweise dem Schlupf. Die "autochthone Darmflora" bleibt nach dem Abschluß der Frühentwicklung nahezu konstant. Viele Arbeiten zeigen, daß die etablierte autochthone Darmflora nur durch extreme Bedingungen verändert werden kann (HOFFMANN, 1967; GLUNDER, 1979; WENDLER, 1984). Trotz individueller Unterschiede ist sie ein Charakteristikum einer Species (HAENEL, 1960; 1970; SMITH, 1965a).

Unter anderem beeinflusst die Darmflora die Immunitätsausbildung und hemmt die Ansiedlung von Krankheitserregern. Sie ist also ein wesentliches Instrument der Infektionsabwehr für oral aufgenommene Mikroorganismen. Die Kenntnis der Darmflora für eine bestimmte Vogelart erleichtert die Beurteilung von Fehlbesiedelungen und damit von potentiellen Gefahren für Einzeltiere oder Bestände. Wesentliche Abweichungen sind außerdem Hinweise auf Umweltschädigungen (Haltung, Fütterung, Hygiene, Infektion ect.). Bei einigen Tierarten sind Untersuchungen zur Bestimmung der autochthonen Darmflora durchgeführt worden. In der Klasse Aves gibt es dazu Arbeiten beim Wirtschaftsgeflügel (SMITH, 1965b; HAENEL, 1960; OCHI et al., 1964; BARNES und IMPEY, 1970; MITSOUKA et. al., 1964, MITSOUKA, 1969a+b) und einigen in Gefangenschaft gehaltenen Ziervögeln (GLUNDER und MARTINSEN, 1981; WENDLER, 1984). Bezüglich einheimischer oder exotischer wildlebender Vogelarten gibt es in der zugänglichen Literatur keinen direkten Vergleich mit ihren in Gefangenschaft gehaltenen Artgenossen über einen längeren Zeitraum. Es wäre interessant zu wissen, ob und gegebenenfalls wie

sich die Darmflora dadurch ändert. Die vorliegende Arbeit sollte durch entsprechende Untersuchungen von Kotproben der Mönchsgrasmücke (*Sylvia atricapilla*) Kenntnisse über die aerobe Darmflora dieser Vogelart erbringen, den Einfluß der Gefangenschaftshaltung abschätzen und wenn möglich, ein Modell zur Beurteilung ähnlicher Probleme bei anderen Kleinvögeln darstellen.

2.0. Literatur

2.1. Darmflora

2.1.1. Funktion und Wirkungsweise

Das Zusammenleben von Makro- und Mikroorganismen in Form der Haut- und Schleimhautflora kann als Kommensalismus oder Mutualismus beschrieben werden, da keimfrei aufgezogene Individuen durchaus lebensfähig sind. Allerdings werden viele Eigenschaften, wie das Beispiel der Albinomaus zeigt, ungünstig beeinflusst. Dies betrifft besonders die Wachstumsrate, die Futterverwertung und die Resistenz gegen infektiöse und toxische Agentien (DUBOS und SCHAEGLER, 1962).

Ein Einfluß der Darmflora auf die Morphologie des Darmes, die Verdauungsphysiologie, die Immunitätsausbildung bzw. die Ansiedelung von Krankheitserregern wird durch Untersuchungen an keimfreien, mono- und bikontaminierten Tieren nachgewiesen (JAYNE-WILLIAMS und FULLER, 1971). Nach JAWETZ et. al. (1962) und MAYR (1972) können Mikroorganismen durch Antibiose und Keimkonkurrenz in antagonistische Beziehung zueinander treten. Durch diese Mechanismen kann die spezifische Flora das Haften und die Vermehrung von pathogenen oder fakultativ pathogenen Keimen wirkungsvoll verhindern.

Schleimhäutebesiedelnde Keime kann man in zwei Gruppen einteilen (JAWETZ et al., 1962):

- a) Regelmäßig nachweisbare Bakterien.

Diese sog. "autochthone Darmflora" wird von FEY (1977) als Eubacterie bezeichnet.

- b) Passagere Bakterienarten (apathogen oder potentiell pathogen), die nur vorübergehend für Stunden, Tage oder Wochen die Schleimhaut besiedeln.

Abweichend von JAWETZ et al. (1962) bezeichnet MAYR (1972) Keime, die auf der Schleimhaut angetroffen werden, ohne sich dort vermehren zu können, als Passanten. Von besonderem Interesse für die medizinische Mikrobiologie sind fakultativ pathogene Keime, die als Komponenten der Normalflora auftreten (MAYR, 1972). Nach JAWETZ et al. (1962) ist solchen Keimen gewöhnlich kein invasives Wachstum möglich. Wenn aber veränderte Milieufaktoren die Vermehrung begünstigen, können diese Bakterien in Gewebe oder Blut eindringen und Krankheiten hervorrufen.

Durch die von der autochthonen Darmflora ausgehenden Einflüsse werden die Abwehrsysteme des Wirtes tiefgreifend und je nach vorliegender Keimkombination stimuliert. Da pH - Wert und Redoxpotential des Darminhalts, das Retikulo-endotheliale System der Mukosa und Submukosa der Darmschleimhaut, die Zellzusammensetzung des Blutes sowie der γ - Globulinspiegel des Serums beeinflußt werden, ist die Darmflora für die individuelle Resistenz gegen infektiöse und toxische Substanzen mitverantwortlich (LUCKEY, 1963; MEYNELL, 1963; SCHAEGLER et al., 1965; NAQI et al., 1970).

Verschiedene Autoren befassen sich mit dem Einfluß der Darmflora auf die Verdauungsvorgänge:



Kohlehydrate, die für den Wirt nicht resorbierbar bzw. durch die wirtseigenen Enzyme nicht abbaubar sind, stehen als Nahrungsquelle für die Darmflora zur Verfügung. Es kann allerdings auch zur Konkurrenz zwischen Wirt und Bakterienflora um Kohlehydrate kommen. Im Blinddarm werden vor allem durch gramnegative Anaerobier als charakteristische Stoffwechselprodukte flüchtige Fettsäuren (Essig-, Propion- und Buttersäure) und auch längerkettige Fettsäuren (Valerian-, Isovaleriansäure u.a.) gebildet (ANNISON et al., 1968; COATES und JAYNE-WILLIAMS, 1966; MOORE et al., 1969). Diese flüchtigen Fettsäuren wirken durch eine Senkung des pH Wertes hemmend auf eine Reihe anderer Bakterien. Die Fähigkeit der Blinddarmschleimhaut die verschiedenen Fettsäuren zu resorbieren und dem Energiestoffwechsel zuzuführen ist bisher immer wieder in Frage gestellt worden. GREMMELS (1986) beschreibt bei Rauhußhühnern den Abbau der Rohfaserfraktion (Hemicellulose, Cellulose) durch bakterielle Enzyme im Caecum. Dabei werden die β -1-4-glykosidischen Bindungen hydrolysiert. Die bakteriellen Enzyme stammen hauptsächlich von Bakterien der Bakteroides - Gruppe, daneben von Lactobacillen, coliformen Keimen, Bacillen und Spirochaeten. Auch Flagellaten und Amöben können bei der Aufschließung von schwer verdaulichen Rohfaseranteilen des Futters beteiligt sein (HANSEN, 1979). Die aus der bakteriellen Fermentation resultierenden Produkte sind überwiegend flüchtige Fettsäuren (Essig-, Propion-, und Buttersäure). Ethanol und Methan werden dabei in geringem Maße synthetisiert. Bei den Rauhußhühnern ist eine Resorption flüchtiger Fettsäuren über das Caecumepithel möglich. Aus dem Rohfaserabbau stammende Energie ist vor allem jahreszeitlichen Schwankungen unterworfen. So haben Rauhußhühner im Winter mehrfach größere Blinddärme als im

Sommer bei Aufnahme von wenig rohfaserhaltigen Futterkomponenten (GREMMELS, 1986).

Über die Funktion der Darmflora bei der Proteinverdauung ist wenig bekannt, da sich bakterielle und wirtseigene Proteasen in ihrer Wirkung überschneiden. Ureasen der Darmbakterien, z.B. der gramnegativen Anaerobier, und die Desaminierung von L - Arginin durch Enterokokken, sind für den Ammoniakgehalt des Darminhalts verantwortlich (RUEBNER and Mc LAREN, 1958; HUTHANEN and PEN-SACK, 1965). Der bei Rauhfußhühnern festgestellte retrograde Transport von Urin in die Caeca und die dort erfolgende bakterielle Hydrolyse von Harnsäure und, soweit vorhanden, von Harnstoff sind möglicherweise die ersten Erkenntnisse eines bisher unbekannten Zyklus zur Einsparung von Stickstoff (GREMMELS, 1986).

Die Angaben über den Einfluß der Darmbakterien auf den Lipidstoffwechsel sind widersprüchlich (Literatur bei HUTHANEN, 1965). Es ist bekannt, daß *Bacteroides*, *Sphaerophorus*, *Veilonalla*, *Bifidobacterium* und *Streptococcus Glycochol-* und *Taurocholsäuren* spalten (HILL and DRASAR, 1968; SHIMADA et al, 1969). Die Bildung von Fettsäuren (Butter-, Propion-, Isovaleriansäure) aus Aminosäuren durch *Bacteroides* im Blinddarm verschiedener Vögel beschreiben SPAETER und GERLACH (1981).

Der Wirtsorganismus und seine Darmflora konkurrieren um Vitamine, Mineralien und Spurenelemente des Darminhalts (JAYNE-WILLIAMS and FULLER, 1971). Eine Resorbierbarkeit bakteriell gebildeter Vitamine ist mit Ausnahme der Folsäure nur bei Koprophagie möglich

(COATES et al., 1968). GREMMELS (1986) vermutet bei Rauhfußhühnern eine Synthese von Vitaminen durch Mikroorganismen im Caecum. Die Darmflora hat nach CSAKY (1968) auch einen Einfluß auf den Wasserhaushalt. Der Autor beschreibt einen Wasserabsorptions - Inhibitor im Verdauungstrakt, der durch Bakterien im Dickdarm zerstört wird, so daß dort eine Wasserresorption stattfinden kann. Auch im Blinddarm von Hühnern könnte der Wasserhaushalt beeinflußt werden, da nach OLAH et al. (1983) die Asciteszusammensetzung bei Küken einem "Mechanismus zur Regulierung des Flüssigkeitsgleichgewichts" zwischen Blinddarm und Leber vermuten läßt. Nach GREMMELS (1986) können Rauhfußhühner aus dem Caecum Wasser absorbieren.

2.1.2. Zusammensetzung

Die Zusammenfassung der natürlichen Darmflora der Passeres (einer Unterordnung der Passeriformes) ist wenig bekannt. WENDLER (1981) untersucht die aerobe Darmflora anhand von Kotproben bei körnerfressenden Ziervögeln unter verschiedenen Haltungsbedingungen. Insgesamt werden dabei 262 Kotproben von 19 Vogelarten (s.Tab.:1), teils stichprobenartig einmal, teils über längere Zeit mehrfach, überprüft. Verschiedene Arten des Genus *Bacillus* sind regelmäßig nachweisbar und bilden den größten Teil des Keimspektrums. *Streptococcus* spp. treten ebenfalls regelmäßig in höheren Keimzahlen auf. Zwischen *Bacillus* und *Streptococcus* zeichnet sich nach WENDLER (1984) hinsichtlich der Häufigkeit des Vorkommens eine Art Antagonismus ab. Das heißt: Sind Bazillen am häufigsten, so treten die Streptokokken zurück, und umgekehrt. Des weiteren treten Staphylokokkenstämme regelmäßig auf. Gramne-

Tabelle 1: Untersuchte Vogelspecies (WENDLER, 1984)

Amadine	<i>Erythrura spec.</i>
Ara	<i>Ara macao</i>
Astrild	<i>Aegintha spec.</i>
Bandfink	<i>Amadina fasciata</i>
Bartzeisig	<i>Spinus barbatus</i>
Binsenastrild	<i>Bathilda ruficauda</i>
Braunrohrsittich	<i>Pyrrhura frontalis</i>
Goldbrüstchen	<i>Sporaeginthus subflavus</i>
Gouldamadine	<i>Chloebia gouldiae</i>
Graupapagei	<i>Psittacus erithacus</i>
Kanarienvogel	<i>Serinus canaria</i>
Nymphensittich	<i>Nymphicus hollandicus</i>
Reisfink	<i>Padda oryzivora</i>
Rotstirnamazone	<i>Amazona autumnalis</i>
Schmetterlingsfink	<i>Uraeginthus bengalus</i>
Tigerfink	<i>Amandava amandava</i>
Unzertrennliche	<i>Agapornis spec.</i>
Wellensittich	<i>Melopsittacus undulatus</i>
Zebrafink	<i>Taeniopygia guttata</i>

gative Bakterienarten werden unter fast allen Haltungsbedingungen gefunden. Meist überwiegen dabei die Enterobacteriaceae. Einen Einfluß der Haltung und der Fütterung auf die faecale Keimflora kann die Autorin nicht erkennen. Am ehesten scheinen sich Haltungsbedingungen mit einem hohen Keimdruck (hohe Besatzdichte, häufiger Wechsel der Käfigbewohner, Beunruhigung und mangelnde Reinigungsmaßnahmen) auf das jeweilig vorhandene Keimspektrum im Kot auszuwirken. U.a. steigt dann der Anteil der Enterobacteriaceae noch mehr an.

Tabelle 2 zeigt, welche Keime regelmäßig im Kot körnerfressender Ziervögel zu erwarten sind. WENDLER (1984) stellt die Ergebnisse in verschiedenen Untersuchungsgruppen dar. Diese sind wie folgt eingeteilt:

- 1) Einzelvögel aus Privathaltungen
- 2) Vögel, die vom Züchter erworben und unter häuslichen Bedingungen gehalten werden (vier Zebrafinken, zwei Binsenastrilde).
- 3) Vögel aus drei verschiedenen Zoohandlungen (Psittaciden, Prachtfinken und Kanarien).
- 4) Vögel, die in einer Zoohandlung erworben und unter häuslichen Bedingungen gehalten werden: a) zwei Bandfinken, b) zwei Schmetterlingsfinken.
- 5) Vögel beim Züchter (zehn Gouldamadinen)

Tabelle 2: Prozentualer Anteil der Kotproben, die bestimmte Keimspecies bzw. eine Keimgruppe enthalten

Haltung	1)	2)	3)	4a)	4b)	5)
Anzahl d. Vögel	n=20	n=6	n=132	n=4		n=10
Anzahl d. Kotpr.	n=20	n=60	n=132	n=40		n=10
Bac. spp.	80%	100%	75,7%	75%	80%	80%
Mikrokok.	10%	38,3%	9,8%	20%	10%	-
aerobe asp. grampos. Stäbchen	35%	36,6%	6%	-	5%	-
faecale Strept.	15%	-	51,5%	10%	15%	-
andere Strept.	-	-	28%	-	5%	80%
CF-neg. Staph.	50%	50%	27,2%	85%	45%	20%
CF-pos. Staph.	25%	53.3%	15,8%	55%	35%	-
Enterobac-teriaceae	20%	-	59%	40%	45%	90%
davon E.coli	10%	-	55%	-	25%	20%
Andere gram neg. Stäbchen	25%	-	36,4%	15%	35%	60%

CF = Clumpingfactor

Arbeiten zur Darmflora sind bei Psittaciformes bekannt, aber ohne Berücksichtigung des natürlichen Lebensraumes mit typischer Nahrung, Klima usw. AVERY OTTENS (1982) untersucht u.a. Kloakentupfer von 24 gesunden Papageien aus zoologischen Gärten. Dabei stellt die Autorin folgendes prozentuales Vorkommen von Bakterien fest: Enterokokkus: 3 %, Gaffkya: 25 %, Clostridien: 8 %, Grampositive aerobe Stäbchen: 96 %, E.coli: 42 %, Enterobacter: 29 %, Acinetobacter: 4 %, Pseudomonas: 12 %, nicht identifizierbare gramnegative Stäbchen: Drei Stämme. Das Ergebnis dieser Untersuchung beantwortet die Frage der Zugehörigkeit von Gramnegativen Keimen (besonders E. coli) zur autochthonen Darmflora der Psittaciformes nicht eindeutig.

GLÜNDER und MARTINSEN (1981) leistet einen Beitrag zur Klärung dieser Fragestellung mit Untersuchungen von Wellensittichen und Hühnerküken. Durch artfremde Fütterung von Hühnerküken mit Wellensittichfutter zeigt er, daß E. coli bei Küken, die mit Wellensittichfutter ernährt werden, geringer im Dünndarm nachweisbar sind (Verdünnungsreihen von Probeentnahmen aus Duodenum). In einem weiteren Versuch zeigen GLÜNDER und MARTINSEN (1981), daß schlechte Haltungsbedingungen die Ansiedlung von E. coli im Darm des Wellensittichs begünstigen. Denn wiederholte Applikation von E.coli über Trinkwasser führt bei guten Haltungsbedingungen nicht zu einer dauerhaften Ansiedlung im Darm (Untersuchung von Kotproben). Selbst die orale Applikation einer Klebsiellenspecies führt nur zu vorübergehend gestörtem Allgemeinbefinden und unregelmäßiger temporärer Erregerausscheidung. GLÜNDER und MARTINSEN (1981) folgern daraus, daß E.coli und auch andere Enterobacteriaceen nicht zur physiologischen Darmflora von Psittaciformes und "Kör-

nerfressern" (nichttaxonomischer Begriff, unter dem GLUNDER Vögel der Ordnung Passeriformes nach ernährungspysiologischen Gesichtspunkten zusammenfaßt) gehören. *E. coli* und *Kebsiella* sind nach den vorliegenden Untersuchungsergebnissen nicht primär pathogen. Bei mehrfachem Nachweis über einen längeren Zeitraum aus einem Individuum oder innerhalb einer Vogelgruppe können diese Keime als Indikatorkeime für schlechte Haltungsbedingungen, nicht geeignete Fütterung oder "Krankheit durch andere Primärursachen" interpretiert werden (GLUNDER und MARTINSEN, 1981).

Im Gegensatz dazu stellen JONES and Nisbet (1980) fest, daß *E.coli* bei Passeres und Psittaciformes zu ca 66 % im Digestions-trakt gefunden wird, und daß es keinerlei Anzeichen dafür gibt, daß der Keim pathogen ist. Ihre Aussage beruht auf der postmortalen bakteriologischen Untersuchung von 271 Vögeln. 180 der Probanden beherbergten *E.coli* im Darm.

Bei Falconiformes und Strigiformes ist die Zusammensetzung der Darmflora einiger Species durch Kotuntersuchung von NEEDHAM et al. (1979) bekannt (Tab.3). Die Fütterung der Vögel erfolgt während des Untersuchungszeitraumes mit Eintagsküken und Mäusen.

Zu ähnlichen Ergebnissen bezüglich Zusammensetzung der Darmflora bei Turmfalken kommen COOPER et al. (1986) durch eine Untersuchung an vier gefangenen und zwei wildlebenden Vögeln. SOUCEK and MUSHIN (1970) untersuchen die aerobe gramnegative Darmflora von Pinguinen (Spheniscidae) und Raubmöwen (Stercorariidae). Drei Untersuchungsgruppen verschiedener geographischer Herkunft (Antarktis, Subantarktis, Tasmanien) zeigen abweichende

Tabelle 3: Bakterienisolate aus Kotproben von

Greifvögeln (NEEDHAM et al., 1979)

Die Angaben sind Prozentwerte der die betreffende
Keimspecies enthaltenden Proben zur Probenzahl n

Species	Turmfalke	Bussard	Schneeeule	Schleiereule	Waldkauz	Waldohreule
	Tinnunculus tin.	Buteo buteo	Nyctea scandiaca	Tyto alba	Strix aluco	Asio otus
Probenzahl n	15	4	9	5	10	1
E.coli	93	75	89	20	70	50
Enterococ.	67	75	44	40	50	50
Proteus sp.	60	100	89	100	90	100
Aeromonas sp.	13	0	11	20	20	0
Klebsiella sp.	0	0	22	20	30	100
S. aureus	20	0	0	0	10	0
Pseudomonas sp.	7	0	0	0	0	0
Citrobacter	13	0	0	0	0	0
Providencia Gruppe	7	0	0	0	0	0

Häufigkeiten im Vorkommen von coliformen Keimen und anderen gram-negativen Bakterien. Von den Pinguinen der Antarktis sind 21 % frei von gramnegativen aeroben Bakterien, bei denen der Subantarktis sind dies 10 % und bei denen Tansmaniens sind es nur 4 %. Vergleichbare Resultate liefert die Untersuchung der Raubmöwen. Der Autor interpretiert diese Ergebnisse als Hinweis für den Einfluß der Ernährungsweise auf die Darmflora. Pinguine der Antarktis fressen Crustaceen und Fische. In der Subantarktis stehen ihnen Crustaceen, Cephalopoden und Fische zur Verfügung. Auf Tansmanien besteht das Futter ausschließlich aus Fisch.

Die Zusammensetzung der Darmflora bei verschiedenen Gänsearten zeigt deutliche Unterschiede zu den anderen Vogelgruppen. Bei aeroben Kulturverfahren sind nicht Vertreter aus den Familien der Enterobacteriaceae und Streptococcaceae, sondern vielmehr Species aus den Gattungen *Pseudomonas* und *Bacillus* vorherrschend.

Die Zusammensetzung der Darmflora beim Wirtschaftsgeflügel wird von vielen Autoren beschrieben (s. Überblick Tabelle 4).

Tabelle 4: Bakteriengenera im Blind- bzw Dickdarm oder in Kotproben von Huhn, Pute, Ente und Taube (log 10/g Darminhalt)

Genus	1)	2)	3)	4)	5)	6)	7)	8)	9)	10)	11)	12)	13)
<i>E. coli</i>	5,6	4,0-6,0	-	6,0-9,0	6,0	7,0-9,0	-	-	-	6,0-7,0	7,0	5,0-8,0	4,0-7,0
andere Enterobacteriaceae	-	-	5,0-7,0	-	-	-	8,0-9,0	-	-	2,0-6,0	-	2,0	-
Streptococ.	6,7	4,0-6,0	6,0-7,0	5,0-7,0	6,0	-	6,0-7,0	-	-	5,0-6,0	9,0	4,0-7,5	4,0-6,5
Staphylococ.	-	5,5-6,5	-	-	-	-	-	-	-	5,0-6,0	-	4,0-6,0	3,0-5,5
Lactobacillen	6,7	8,5-9,5	9,0-10,0	9,0	9,0*	8,0-9,0	5,0-7,0	8,0**	-	6,0-8,0	9,7	6,0-8,0	6,5-8,0
Clostridien	1,7	-	-	-	-	-	2,0-5,0	-	-	3,0-6,0	4,0	-	-
Hafen	2,0	3,0-5,0	-	-	-	-	-	-	-	-	4,7	3,0-4,5	-
Bacteroides	9,7	-	7,0-10,0	-	-	-	9,0	9,0-10,0	6,0	5,5-6,0	8,7	-	-
andere Kaloe	-	Putride 5,0-7,0	-	-	Putride 7,0-8,0	-	Pepton- erzeugen- dend 9,1	pirillia	Pepton- erzeugen- dend	-	-	Putride 4,5-6,5	Putride 3,0-5,0

Huhn: 1) SMITH (1965b)
2) HAENEL (1960)
3) OCHI et al. (1964)
4) SHAPIRO u. SARLES (1949)
5) HAENEL (1960)
6) CARLACH (1970)
7) BARNES et al. (1970)
8) HAENEL (1960)
9) HAENEL (1960)
10) NAQI et al. (1970)
11) SMITH (1965b)
12) HAENEL (1960)
13) HAENEL (1960)
14) HAENEL (1960)
15) HAENEL (1960)
16) HAENEL (1960)
17) HAENEL (1960)
18) HAENEL (1960)
19) HAENEL (1960)
20) HAENEL (1960)
21) HAENEL (1960)
22) HAENEL (1960)
23) HAENEL (1960)
24) HAENEL (1960)
25) HAENEL (1960)
26) HAENEL (1960)
27) HAENEL (1960)
28) HAENEL (1960)
29) HAENEL (1960)
30) HAENEL (1960)
31) HAENEL (1960)
32) HAENEL (1960)
33) HAENEL (1960)
34) HAENEL (1960)
35) HAENEL (1960)
36) HAENEL (1960)
37) HAENEL (1960)
38) HAENEL (1960)
39) HAENEL (1960)
40) HAENEL (1960)
41) HAENEL (1960)
42) HAENEL (1960)
43) HAENEL (1960)
44) HAENEL (1960)
45) HAENEL (1960)
46) HAENEL (1960)
47) HAENEL (1960)
48) HAENEL (1960)
49) HAENEL (1960)
50) HAENEL (1960)
51) HAENEL (1960)
52) HAENEL (1960)
53) HAENEL (1960)
54) HAENEL (1960)
55) HAENEL (1960)
56) HAENEL (1960)
57) HAENEL (1960)
58) HAENEL (1960)
59) HAENEL (1960)
60) HAENEL (1960)
61) HAENEL (1960)
62) HAENEL (1960)
63) HAENEL (1960)
64) HAENEL (1960)
65) HAENEL (1960)
66) HAENEL (1960)
67) HAENEL (1960)
68) HAENEL (1960)
69) HAENEL (1960)
70) HAENEL (1960)
71) HAENEL (1960)
72) HAENEL (1960)
73) HAENEL (1960)
74) HAENEL (1960)
75) HAENEL (1960)
76) HAENEL (1960)
77) HAENEL (1960)
78) HAENEL (1960)
79) HAENEL (1960)
80) HAENEL (1960)
81) HAENEL (1960)
82) HAENEL (1960)
83) HAENEL (1960)
84) HAENEL (1960)
85) HAENEL (1960)
86) HAENEL (1960)
87) HAENEL (1960)
88) HAENEL (1960)
89) HAENEL (1960)
90) HAENEL (1960)
91) HAENEL (1960)
92) HAENEL (1960)
93) HAENEL (1960)
94) HAENEL (1960)
95) HAENEL (1960)
96) HAENEL (1960)
97) HAENEL (1960)
98) HAENEL (1960)
99) HAENEL (1960)
100) HAENEL (1960)

2.1.3. Entwicklung der Darmflora

Sofort nach dem Schlupf eines Vogels beginnt der Aufbau der autochthonen Darmflora. Von Nahrungsbestandteilen, deren Bakteriengehalt (bei Nesthockern der Kropfflora der Brutpaare), Umweltkeimen sowie den lokalen Bedingungen in den verschiedenen Darmabschnitten abhängig, werden mehrere Wochen benötigt, bis sich ein stabiles Gleichgewicht unter den beteiligten Bakterien-genera einstellt und die arttypische Darmflora sich manifestiert (HUTHANEN und PENSACK, 1964; OCHI et al., 1964; GERLACH, 1970; BARNES et al., 1972).

Später sind offensichtlich die Nahrungsbestandteile von untergeordneter Bedeutung, vielmehr scheinen die Verdauungssekrete des Wirtes, der pH-Wert im Darm und andere physiologische Bedingungen von Bedeutung zu sein (HAENEL, 1960; SMITH, 1965a). Nur in extremen Fällen sind auch Nahrungsbestandteile selbst am quantitativen Aufbau der Darmflora beteiligt. Nach HAENEL (1970) besitzen, z.B. beim Menschen, schwer resorbierbare Kohlenhydrate wie Laktulose eine fördernde Wirkung auf Laktulase - bildende Bifidobakterien. Als Folge wird der pH-Wert gesenkt und das Redoxpotential erhöht, wodurch Staphylokokken, Clostridien und Proteus gehemmt werden. Eine ähnliche Wirkung hat eine tägliche Gabe von 40 - 60g Cellulose.

Die Entwicklung der Darmflora beim Hühnerküken untersuchen OCHI et al. (1964). In dem beim Schlupf keimfreien Darmkanal finden sich nach 6 - 12 h nur gelegentlich geringe Keimzahlen an Streptokokken, Enterobacteriaceen, Mikrokokken, Corynebakterien etc..

Erst nach 12 - 36 h läßt sich unabhängig von der Fütterung eine starke Zunahme von Bakterien im Caecum nachweisen. Es werden hauptsächlich Streptokokken und Enterobacteriaceen, sowie wenig Clostridien isoliert. Vereinzelt tritt Bacteroides auf. Aus dem Duodenum lassen sich zu dieser Zeit erste Laktobazillen isolieren, die in der 2. Lebenswoche im Dünndarm dominieren. Daneben stellen sich anaerobe grampositive Kokken und Streptokokken sowie weitere Enterobacteriaceen ein. Auch im Caecum überwiegen noch die Laktobazillen, aber es lassen sich bereits eine Vielzahl anderer Keime wie Enterobacteriaceen, Streptokokken und Clostridien nachweisen. In der 3. Woche nehmen Bacteroides und in der 4. Woche die Laktobazillen im Caecum stark zu. Diese Keimgruppen bilden auch die Hauptanteile der Caecalflora im weiteren Leben.

OCHI et al. (1964) sowie HAENEL (1960) stellen bei der Untersuchung der Dünndarm- und Blinddarmflora ab der 5. Lebenswoche bei Hühnerküken ähnliche Ergebnisse fest. Sie isolieren Laktobazillen, E.coli, Streptokokken und Fäulniserreger

HUTHANEN und PENSACK (1964) finden beim Hühnerküken während der ersten drei Lebenstage eine dominierende Streptokokkenflora im Dünn- und Blinddarm. Später beschreiben sie als praedominante Keime Laktobazillen, Clostridien, E.coli, Bifidobakterien und Bacteroides. Die in den ersten drei Tagen dominierenden Streptokokken werden ab dem 6. Tag durch Enterobacteriaceen, Laktobazillen und obligate Anaerobier ersetzt.

NAQI et al. (1970) untersuchen die intestinale Flora gesunder

Putenküken. Sie isolieren bereits in den ersten drei Lebenstagen coliforme Keime, aerobe Laktose - neg. Keime, Enterokokken, Staphylokokken, Laktobazillen, Clostridien und Bacteroides in verschieden hohen Keimzahlen.

SUWATANAVIROY (1973) untersucht ebenfalls die Darmfloraentwicklung bei mutterlosen, d.h. künstlich aufgezogenen, Putenküken. Am Schlupftag sind nur E.coli und Streptokokken nachweisbar. Am 5. Lebenstag kommen zusätzlich Bacteroides und Laktobazillen vor. Ab dem 11. Lebenstag sind Laktobazillen und E.coli konstant nachweisbar. Bei der Untersuchung am 25. Lebenstag dominieren die Bazillen. Bis zum 54. Lebenstag nimmt ihr Anteil aber stark ab. Ab dem 25. Lebenstag werden auch Sphaerophorus-ähnliche Stämme nachgewiesen. Streptokokken kommen während der gesamten Versuchszeit mit schwankender Häufigkeit vor. Klebsiella, Enterobacter, Citrobacter, Acinetobacter, Pseudomonas und Staphylococcus werden unregelmäßig kultiviert.

2.2. Taxonomie von Bakterien

Die Bezeichnungen Staphylococcus und Micrococcus werden von ROSENBAACH (1884) bzw. COHN (1872) in die Literatur eingeführt. Es handelt sich um grampositive, katalasepositive Kokken, die in der Regel unbeweglich sind und sich in mehreren Ebenen teilen. Nach der Teilung bleiben sie teilweise im Zellverband, so daß Zellhaufen, Tetraden, Diploformen und Einzelkeime vorkommen können.

Staphylokokken und Mikrokokken werden im Verlauf der Jahrzehnte nach der Erstbeschreibung zusammengefaßt, entweder unter der

Bezeichnung *Staphylococcus* oder *Micrococcus*, und andererseits zu verschiedenen Malen jeweils wieder in zwei Genera aufgeteilt.

Auf Grund des unterschiedlichen Verhaltens im Hugh-Leifson-Test beschreibt BERGEY (1986) daß das Genus *Staphylococcus* Glukose fermentiert, während das Genus *Micrococcus* Glukose oxydativ oder überhaupt nicht abbaut. Als weiteres wichtiges Merkmal wird für das Genus *Staphylococcus* ein negativer Cytochromoxydasenachweis (Ausnahme: *Staphylococcus sciuri*) angegeben, während beim Genus *Micrococcus* cytochromoxydase- positive Species vorkommen. Mehrere Autoren (Lit. bei BERGEY 1986) haben auf Grund anderer Untersuchungsmethoden (DNS-Zusammensetzung, Zellwandanalyse) eine Überprüfung bzw. Neubeschreibung der anerkannten Mikro- bzw. Staphylokokkenspezies durchgeführt und eine Reihe neuer Arten beschrieben. Als Ergebnis dieser Untersuchungen ist festzustellen, daß die Einteilung nach dem Hugh-Leifson-Test und dem Cytochromoxydasetest nicht mehr uneingeschränkt gültig ist. Nach weiteren Nucleinsäurebestimmungen von SCHLEIFER et al. (1979) und RNS - (Ribonucleinsäuren) Sequenzuntersuchungen (STACKEBRAND und WOESE, 1979) fordert BERGEY (1986), *Staphylococcus* und *Micrococcus* aufgrund der Untersuchungsergebnisse zukünftig nicht mehr in einer Familie zusammenzufassen. Die Zuordnung von *Micrococcus* zu *Arthrobacter* und *Staphylococcus* zum *Bacillus*- *Lactobacillus*- *Streptococcus*komplex sollte aber aufgeschoben werden, bis weitere Untersuchungen abgeschlossen sind.

Das Genus *Bacillus* besteht aus grampositiven aeroben oder fakultativ anaeroben Sporenbildnern, die in der Mehrzahl beweglich sind, Glukose fermentativ, oxydativ oder überhaupt nicht abbauen

können und bezüglich der Cytochromoxydase variabel sind. Die Beschreibung des Genus weist darauf hin, daß eine eingehende moderne Bearbeitung noch aussteht. Nach BERGEY (1974) sind diejenigen Species am besten charakterisiert, die gut auf normalem Nähragar wachsen und auf Grund ihrer Pathogenität oder ihrer industriellen Bedeutung besonderes Interesse hervorgerufen haben. BERGEY (1974) unterteilt die Gattung *Bacillus* in zwei Gruppen. In Gruppe I sind 22 Arten zusammengefaßt, über deren biologische Variationsbreite immerhin einige Informationen vorliegen, während bei den 26 Arten der Gruppe II noch Zweifel über Speciesstatus bestehen. 1986 teilt BERGEY 34 Species eindeutig ein. Trotz weiterentwickelter Labormethoden (DNA - Bestimmung, Zellwandanalyse) bleiben weiter 26 Species, die bisher nicht eindeutig abzugrenzen oder zuzuordnen sind.

Zum Genus *Lactobacillus* gehören grampositive Stäbchen mit großer morphologischer Vielfalt. Neben streng zylindrischen Langstäbchen kommen keulig verdickte, bohnenförmig gekrümmte, coccoide oder y-förmig verzweigte Formen vor. Manche Arten sind polymorph. Sie sind meist unbeweglich und bilden keine Sporen. Typisch für alle Species ist das Fehlen eines Cytochromoxydasesystems, einer Katalase, der Indolbildung aus Tryptophan und der Nitratreduktion (BIRLBAUER, 1980). Obwohl sich aufgrund vieler Untersuchungen über die Klassifizierung und Identifizierung der einzelnen Species eine Neueinteilung anbahnt, sollte vorerst die alte Einteilung in drei Subgenera beibehalten werden (BERGEY, 1986).

2.3. Mönchsgrasmücke

Die Mönchsgrasmücke kommt nahezu flächendeckend in ganz Mitteleuropa vor (Abb.1). Zur Überwinterung zieht der größere Teil der Population nach Südeuropa und Nordafrika (ZINK, 1973 - 1985). Der Wegzug vom hiesigen Brutgebiet findet hauptsächlich im August, September und Oktober statt. Zwischen März und Mai kehren die Vögel in ihre Brutgebiete zurück (Abb.2).

Biotop

In Mitteleuropa besiedelt die Mönchsgrasmücke die verschiedenen Formen höherer Vegetation, vor allem Auwälder, Laubwälder, Mischwälder aber auch reine Nadelholzschonungen. Gebüschzonen werden ebenfalls besiedelt. Aus dieser Vielseitigkeit ergibt sich auch das Vorkommen in Parks, Obstbaumanlagen, Gärten, Wildschutzgehölen usw. Bevorzugt werden aber Auwälder in Fluß- und Seenniederungen sowie Laub-(misch)-wälder in niedrigen Höhenlagen (BERTHOLD und SCHLENKER, 1987).

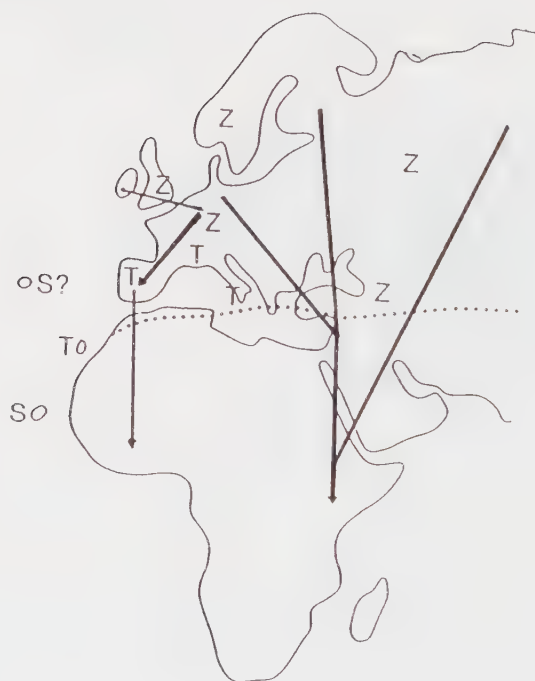
Fortpflanzung und Neststandort

Das Nest der Mönchsgrasmücke wird in feine Zweige von Bäumen, Sträuchern, Stockausschlägen, Dornestrüpp und Kräutern gebaut. Es kommen Nester von wenigen Zentimetern über dem Boden bis in mehrere Meter Höhe vor. Der Nestbau der über eine Brutsaison monogamen Vögel beginnt etwa eine Woche vor der ersten Eiablage. Auf einem Gelege von 4 - 5 Eiern brüten die Vögel (beide Geschlechter) 13 - 14 Tage. Die Nestlingszeit beträgt ca. 2 Wochen. Die Brutperiode dauert von Anfang Mai bis (bei späten Nachgelegen) in den August.

Abb. 1: Brutverbreitung der Mönchsgrasmücke in Eurasien (schwarz)
(BERTHOLD und SCHLENKER, 1987)



Abb 2: Zugverhalten der Monchsgrasmücke (BERTHOLD und SCHLENKER, 1987)



Z: ziehende Population

T: teilziehende Population

S: Standvögel

dicke Pfeile: Hauptzugrichtungen

dünne Pfeile: Nebenzugrichtungen

punktierte Linie: Südrand der Brutverbreitung

Ernährung

Die Nahrungszusammensetzung der omnivoren Vögel wechselt jahreszeitlich sehr stark. In der Brutzeit wird auch bei reichlichem Angebot an Beeren tierische Nahrung bevorzugt. Dazu gehören Imagines und Larven von über hundert Beutetierarten, meist Insekten (DEMENT'EV und GLADKOV, 1954). Neben tierischer Nahrung werden das ganze Jahr Früchte von über 60 Pflanzenarten verzehrt. In Fütterungsversuchen stellt BERTHOLD (1976) fest, daß Mönchsgrasmücken in ihrer Nahrungswahl individuell sehr stark variieren. Die Bevorzugung von Beeren vor Mehlwürmern und Insektentrockenfutter fällt mit verschiedenen Stadien der Jugendmauser, der Zugunruhe, dem Beginn des Wegzugs und zum Teil auch mit der Wintermauser zusammen. Bei Fütterungsversuchen mit ausschließlich vegetarischer Kost stellt BERTHOLD (1976) starke Gewichtsverluste fest, die zum Tode führen würden. Ein Grund dafür ist wahrscheinlich im mangelnden Protein- und Fettgehalt der pflanzlichen Nahrung zu suchen. Im Gegensatz dazu können Vögel mit ausschließlich animalischer Nahrung ohne jegliche Störungen leben. Beeren sind daher als Sekundär- oder Zusatznahrung zu betrachten, besonders in Notzeiten, oder wenn bei besonders hohem Nahrungsbedarf tierische Nahrung in ausreichendem Maße nur mit übermäßig großem Aufwand zu beschaffen wäre. Zu ähnlichen Ergebnissen kommt auch BRENSING (1977) durch Mageninhaltsuntersuchungen bei Wildvögeln.

Anatomische und physiologische Besonderheiten

Die Caeca sind wie bei allen Passeres klein und völlig zu lymphoepithelialen Organen umgewandelt. Sie stellen nur ein kurzes Anhängsel des Darmes dar, in das der Darminhalt nicht eindringt,

und deren Wandung stets von einer dicken Schicht lymphoiden Gewebes gebildet wird.

Der aus dem rechten Leberlappen kommende paarig angelegte Gallengang ist zur Gallenblase erweitert, deren Ausgang ins Duodenum mündet. Der Gallengang des linken Leberlappens mündet ohne Blasenbildung cranial ins Duodenum (STRESEMANN, 1934).

Der Verdauungsprozeß ist bei animalischer Nahrung im allgemeinen ein äußerst rascher, bei Körnernahrung ein wesentlich langsamerer. Wasserreiche Beerenahrung kann den gesamten Verdauungstrakt in 8 bis 10 min passieren (HEINROTH und HEINROTH, 1926). Bei Fütterungsversuchen mit verschiedenen Beerenarten stellt MÖHRING (1957) eine Verdauungsgeschwindigkeit von 17 bis 20 min fest (Zeit vom Abschlucken bis zum ersten Erscheinen der Beerenreste im Kot). Die Gesamtverweildauer (Zeit vom Abschlucken bis zum Erscheinen der letzten Beerenreste im Kot) beträgt je nach Beerenart 105 bis 300 min. Mönchsgrasmücken bringen Speiballen mit Fruchtschalenresten innerhalb der ersten 10 min nach der Nahrungsaufnahme seltener hervor als z.B. Amseln.

3.0. Eigene Untersuchungen

3.1. Versuchsplan

Alle Untersuchungen wurden ausschließlich an der Mönchsgrasmücke durchgeführt. Es wurden dazu Vögel verwendet, die im Max-Planck-Institut, Vogelwarte Radolfzell, zum Studium ihres Verhaltens gehalten werden sowie Wildfänge der dem Institut angeschlossenen Beringungsstation. Die in Gefangenschaft gehaltenen Grasmücken werden ganzjährig einzeln in Käfigen gehalten, beziehungsweise aus diesen Zuchtpaare zusammengestellt, die über die Brutzeit (März bis Juli) in Volieren leben.

Zur Kontrolle, ob die Herkunft der Gefangenschaftsvögel (verschiedene Gebiete Europas und Afrikas) Einfluß auf die Darmflora hat, wurde eine Gruppe Käfigvögel untersucht, die alle aus Südwestdeutschland stammten.

Durch bakteriologische, mykologische und parasitologische Untersuchungen von frisch abgesetzten Kotproben sollte festgestellt werden, ob zwischen in Gefangenschaft lebenden Grasmücken (Volierenhaltung, Einzelvogelhaltung in Käfigen) und wildlebenden Artgenossen signifikante Unterschiede in der aeroben Bakterien- und Pilzbesiedelung bzw. der Invasion mit Parasiten bestehen. Dazu wurden in etwa monatlichen Abständen entsprechende Proben zur Untersuchung entnommen. Die Wildpopulation konnte nur im Rahmen der Fangzeit der Station von Juli bis Oktober untersucht werden.

Stichprobenartig fand auch eine Nestlingsuntersuchung statt, um

einen ersten Einblick in die Vorgänge während des Aufbaues der autochthonen Darmflora zu bekommen.

Aus technischen Gründen mußten die bakteriologischen Untersuchungen auf die aerobe Flora beschränkt bleiben

3.2. Vogelhaltung und Fütterung

Käfigvögel

Sie werden in Einzelkäfigen in geschlossenen Räumen gehalten. Die Käfige sind ca. 30 x 20 x 25 cm groß. In den Käfigräumen wird eine Temperatur von 20° - 30° C eingestellt und der südwestdeutsche Naturtag simuliert. Papierbögen, mit denen die Käfigböden ausgelegt sind, werden täglich gewechselt. Die Wassergefäße werden wöchentlich, die Futtergefäße monatlich einmal gewechselt und gereinigt. Einmal jährlich werden alle Einrichtungen mit Lysococ^R (Schülke & Mayer GmbH) desinfiziert. Den Vögeln steht Wasser ad lib. zur Verfügung, das montags mit 5 Tropfen/l Protovita^R (Hoffmann-La Roche) und 4 Tropfen/l Arovit^R (Hoffmann-La Roche) sowie mittwochs und freitags mit 5 Tropfen/l Protovita^R vitaminisiert wird. Gefüttert werden sog. "Graufutter" ad lib. sowie täglich pro Vogel ein gehäufte Eßlöffel "Eifutter" und 5-10 Mehlwürmer (Tenebrio Larven). Futterreste in den Gefäßen werden täglich entfernt.

"Graufutter":	Weizenkeime	1000 g
	Milchpulver	1000 g
	Sojamehl	1000 g
	feine Haferflocken	800 g
	Dextropur	600 g
	Brennesselpulver	80 g
	Vitakalk	200 g
	Hefeflocken	400 g
	^R Ospulvit (Madaus)	40 g
	Tierkohle	80 g
	Erdnußgrieß	1500 g

"Eifutter":	10 gekochte Eier	
	200 g Zwiebackmehl	
	60 g Trockenfutter für Drosseln	*)
	^R 1 Teelöffel Vitakalk	
	1/4 Teelöffel Mauserpulver	**)
	1 Becher gekochte Dickmilch	

*) Fa. Eckrich, **) Fa. Klaus

Aus dem Bestand der Käfigvögel zusammengestellte Brutpaare werden von März bis Ende Juli in Volieren gehalten. Dies sind überdachte Drahtvolieren (3 x 3 x 2m), die von Gras, Bäumen und Sträuchern umgeben sind. Die Volierenböden bestehen aus einer Kiesschicht mit Sandauflage, durch die Gräser und Kräuter wachsen. Als Deckungs- und Nistgelegenheit sind Thujabüsche in die Volieren gestellt. Die Vögel in den Volieren werden wie die Käfigvögel gefüttert. Hinzu kommen gelegentlich in die Volieren gelangende Käfer, andere Insekten sowie Samen und Früchte.

Die in Gefangenschaft gehaltenen Vögel stehen unter regelmäßiger^R Coccidioseprophylaxe. Sie erhalten ganzjährig 0,3 g Amprovet (Merck-Sharp & Dohme) /l Trinkwasser. Bei den Käfigvögeln wurde^{R 1} im Untersuchungszeitraum Esb3 ((N (6-chlor-2-pyroziny1)-sulfonylamid)) 0,5 g/l wie folgt gegeben:

11.03.85 - 19.05.85

15.07.85 - 22.09.85

09.12.85 - 19.01.86

03.03.86 - 13.05.86

^R sowie Sulfalon (Sulfadimidin-Na) 1,3 g/l:

06.11.85 - 08.11.85

11.11.85 - 13.11.85

Die Volierenvögel erhielten zusätzlich vom 01.03.85 - 19.05.85^R 0,5 g Esb3 /l Wasser.

3.3. Probenentnahme

Während eines Jahres (13.05.85 -13.05.86) wurden elfmal Kotproben von mindestens 10 Käfigvögeln gesammelt. Dazu wurde am Käfigboden auf sauberes Papier Plastikfolie gelegt und die darauf abgesetzten Kotproben nach einer halben Stunde eingesammelt und sofort untersucht. Bei der Probenentnahme aus den Volieren wurden diese teilweise über Nacht mit Plastikfolie ausgelegt und der Kot am nächsten Morgen untersucht. Die Kotprobensammlung aus den Volieren mußte möglichst ohne Störung der laufenden Bruttätigkeit ablaufen, weshalb Fangen der Tiere und Einzelentnahme von Kotproben nicht durchführbar waren. Es wurden im Mai 85 aus 10 Volieren, im Juni 85 aus 11 Volieren und im Juli 85 aus 9 Volieren

Kotproben untersucht. Die Wildvögel wurden zur Probenentnahme anfangs in einen Dunkelkäfig gesetzt, der mit Plastikfolie ausgelegt war. Bis zur Kotabgabe dauerte es hierbei sehr lange, weil beim Fangen, Beringen und Bestimmen der Vögel sich der Darmkanal infolge Aufregung bereits entleert hatte. Deshalb wurde nach BRENSING (1977) ca. 1 ml sterile physiologische Kochsalzlösung mittels Plastiksonde in den Magen eingegeben, worauf die Vögel innerhalb einer Minute Kot abgaben. Insgesamt wurden 71 Kotproben untersucht (Juli 14, August 8, September 33, Oktober 16).

Zwischen dem 20.05.86 und dem 15.07.86 wurden in der Umgebung von Radolfzell ca. 30 Nester der Mönchsgrasmücke gesucht, von denen 10 zur Untersuchung verwendet werden konnten. Die Übrigen waren teilweise von Nesträubern ausgefressen, durch Witterungseinflüsse oder menschliche Eingriffe zerstört, von Brutpaaren verlassen u.a.m.. Wenn die Eiablage im Gange war, konnte der Schlupftermin errechnet werden. In den Fällen, in denen bereits die Brut begonnen hatte, mußten die Eier mit einer kleinen Taschenlampe geschiert und der voraussichtliche Schlupftermin abgeschätzt werden. Das Wiederaufsuchen der Nester erfolgte ein bis zwei Tage vor dem errechneten Schlupf. Ab dem Schlupftag wurden von 10 Gelegen 10 Tage lang Kotproben gesammelt. Bei der Untersuchung galt ein Nest als eine Einheit. Der täglich zufällig manuell entnommene Nestling gab vor Aufregung, bedingt durch die Manipulation, schon nach kurzer Zeit auf ein Plastikfolie Kot ab. Bis zum fünften Lebenstag war es möglich, die Kotproben in dem natürlich vorhandenen "Membransäckchen" zu gewinnen. In diesem Säckchen wird normalerweise der Kot von den Eltern vom Nest abtransportiert. Nach dem fünften Lebenstag platzten diese Säckchen bei

der Kotgewinnung oder waren infolge der verfrühten Kotabgabe nicht vorhanden. Nach Rückkehr ins Institut (1-2 Stunden) erfolgte sofort die Untersuchung der Proben. Eine Untersuchung der Nestlinge über den 10. Tag hinaus war nicht möglich, weil die Vögel bei Annäherung aus dem Nest hüpfen.

3.4. Mikrobiologische Untersuchung

Folgender Plattensatz diente zur Untersuchung:

- 1) Blutplatte (Oxoid CM.55)
- 2) Endoplatte (Oxoid M479)
- 3) MRS-Platte (Laktobazillennährboden Oxoid CM381 + 20g Agar/l).

Auf diesen drei Platten angelegte Direktausstriche waren nach Bebrütung bei 37 °C über 24 Stunden mit Mischkulturen bewachsen. Diese wurden zu Reinkulturen umgezüchtet und differenziert. Die Beurteilung der MRS-Platten (Lactobacillen und Fungi) geschah erst nach drei bis vier Tagen. Die Bakteriendifferenzierung erfolgte nach Standardmethoden:

- Beurteilung der Koloniemorphologie,
- Einzelkeimmorphologie in Nativpräparaten unter einem Phasenkontrastmikroskop, wenn notwendig Färbung nach Gram.

- Biochemische Untersuchung:

Nachweis von Katalase,

Nachweis von Cytochrom-Oxydase,

Glukose-, Lactosespaltung, H₂S-Bildung,

Gasbildung aus Glukose,

Nachweis von Urease,

Beweglichkeit,

Acetoinnachweis nach Voges - Proskauer,
 Indolbildung aus Tryptophan,
 Nachweis einer Lysindecaboxylase,
 Zitratverwertung.

- nur bei Bedarf wurde untersucht:

Spaltung von o-Nitrophenyl-
 β -D-Galactopyranosid (ONPG),
 Oxydativer oder fermentativer Abbau von
 Glucose,
 Auftreten einer L-Alanin-Aminopeptidase
 (Merck 13301) als Alternative zur Gram-Färbung
 besonders bei Gram-labilen Keimen.

- Bei einigen schwer differenzierbaren Keimen kam
 zusätzlich die Verwertbarkeit von verschiedenen Kohlenhy-
 draten zur Anwendung: Fruktose, Galaktose, Saccharose,
 Arabinose, Xylose, Rhamnose, Mannose, Trehalose, Raffinose,
 Melozitose, Inulin und Stärke.

Die Differenzierung erfolgte wenn möglich bis zum Genus, vor-
 zugsweise jedoch bis zur Species. Für Gram-negative Bakterien
 wurde die Nomenklatur nach BERGEY (1984) verwendet, für Gram-
 positive die Differenzierung nach COWAN & STEEL (1974) und die
 Nomenklatur nach BERGEY (1974). Laktobazillen wurden als solche
 durch Wachstum auf MKS-Platte, Fehlen einer Katalase und Einzel-
 keimmorphologie klassifiziert. Die Gattung Bacillus wurde anhand
 ihrer typischen Kolonieformen, der Gramfärbung und der Sporen-
 bildung identifiziert, aber aufgrund der Differenzierungs-
 schwierigkeiten nicht in ihre Species unterteilt.

Aufgrund der labortechnisch schwierigen Identifizierung der Gattungen *Micrococcus* und *Staphylococcus* wurden diese im Gesamtergebnis als eine Gruppe beschrieben und diskutiert. Eine Differenzierung der Hefen erfolgte nicht. Sie wurden rein morphologisch bestimmt (Größe, Vorhandensein eines Nukleus, Sprossung).

Von jeder Kotprobe wurden Objektträgerdirektausstriche parasitologisch untersucht. Parasiten konnten während der gesamten Untersuchungszeit mit wenigen Ausnahmen nicht nachgewiesen werden. Es wird daher im Folgenden nicht mehr darauf eingegangen.

Die nachstehend angegebenen Prozentzahlen geben die Häufigkeit der entsprechenden Bakteriengenera im Bezug auf die Gesamtanzahl der untersuchten Kotproben innerhalb der Untersuchungsgruppe an und sind rein qualitativ zu bewerten. Um festzustellen, inwieweit die prozentualen Unterschiede der Bakteriengenera zwischen Wild-, Volieren- und Käfigvögeln signifikant sind, wurde der χ^2 -Test angewendet (NORUSIS, 1986).

4.0. Ergebnisse

Bei den grampositiven Bakterien kamen folgende Genera vor: Streptococcus, Staphylococcus, Micrococcus, Bacillus, Lactobacillus und Corynebakterium. Ihr Auftreten in den Untersuchungsgruppen variierte so, daß Streptokokken bei Wildvögeln mit 48 %^{a)}, in den Volieren mit 83,3 %^{b)} und in den Käfigen mit 92,5 %^{b)} nachweisbar waren. Staphylokokken kamen bei Wildfängen mit 47,9 %^{a)}, in Volieren mit 50 %^{a)}, in Käfigen mit 84,1 %^{b)} vor. Bazillen wurden bei 47,9 %^{a)} der Wildfänge, bei 60 %^{a)} der Volieren- und bei 74,8 %^{b)} der Käfigvögel isoliert. Laktobazillen wurden bei 32,4 % der Wildfänge, 66,6 % der Volieren-, und 48,6 % der Käfigvögel gefunden. Corynebakterien traten mit 7 % nur bei Wildvögeln auf (s. Tab.5).

Bei den gramnegativen Bakterien kamen Enterobacteriaceae relativ häufig vor. Dabei standen Klebsiella, Enterobacter und Escherichia coli im Vordergrund. Klebsiellen kamen bei 31 % der Wildfänge, bei 53,3 % der Volieren- und bei 38,3 % der Käfigvögel vor. Bei Enterobacter war auffällig, daß sie bei Wildfängen häufiger auftraten als bei den Ubrigen, nämlich mit 49,3 %^{a)}, im Vergleich zu den Volieren mit 33,3 %^{b)} und den Käfigen mit 19,6 %^{b)}. E. coli wurde bei 26,8 % der Wildfänge, 40,0 % der Volieren- und 41,1 % der Käfigvögel nachgewiesen. Citrobacter, Hafnia, Serratia kamen gelegentlich, meist unter 10 % vor. Proteus konnte nur mit 8,4 % bei den Käfigvögeln diagnostiziert werden. Von den anderen gramnegativen Bakterien kamen vereinzelt

a) Wert ist statistisch signifikant gegenüber b)

2

Tabelle 5: Chi²-Test der Häufigkeitsverteilung vorkommender
Bakteriengenera und Hefen bei Volieren-, Wild-, und
Käfigvögeln

Keime	Vol%	Wild%	Käfig%	Chi ²	Signif.
Streptococcus	83,3	48,0	92,5	18,52554	0,0001
Staphylococc.	50,0	47,9	84,1	28,28378	0,0000
Micrococcus	13,3	26,8	33,6	4,89390	0,0066
Bacillus	60,0	47,9	74,8	13,47922	0,0012
Lactobac.	66,6	32,4	48,6	10,74302	0,0046
Corynebact.	0,0	7,0	1,9	4,73287	0,0938
E.coli	40,0	26,8	41,1	4,05400	0,1317
Citrobacter	16,7	4,2	2,8	9,23329	0,0099
Klebsiella	53,3	31,0	38,3	4,48181	0,1064
Enterobacter	33,3	49,3	19,6	17,51280	0,0002
Hafnia	3,3	2,8	2,8	0,02522	0,9875
Serratia	3,3	7,0	0,9	4,89572	0,0865
Proteus	0,0	0,0	8,4	8,87954	0,0118
Pseudomonas	3,3	7,0	3,7	1,18451	0,5531
Aeromonas	13,3	19,7	4,7	10,00789	0,0067
Alcaligenes	3,3	2,8	1,9	0,29250	0,8639
Bordetella	0,0	0,0	4,7	4,83587	0,0891
Acinetobacter	3,3	14,1	4,7	6,26229	0,0437
Moraxella	0,0	7,0	10,3	6,39452	0,0409
Hefen	40,0	22,5	60,7	25,52509	0,0000

Signifikanz < 0,05 = Werte sind signifikant unterschiedlich

vor: *Pseudomonas*, *Aeromonas*, *Alcaligenes*, *Bordetella*, *Acinetobacter* und *Moraxella* (Zahlenwerte s. Tab.5).

Im jahreszeitlichen Verlauf war das Vorkommen von Streptokokken bei den Käfigvögeln nahezu konstant zwischen 90 % und 100 %. Nur im Dezember war ein Rückgang auf 60 % zu beobachten. Die festgestellten Werte bei Volieren- und Wildvögeln lagen außer denen im Monat Juli (Käfigvögel 90 %, Volierenvögel 100 %, Wildvögel 92,8 %) immer unter denen der Käfigvögel. Ein Minimum war bei den Volierenvögeln im Juni mit 63,6 %, bei den Wildvögeln im September mit 54 % feststellbar (s. Abb.3).

Bei der summarischen Betrachtung von Staphylokokken und Mikrokokken ergab sich bei den Käfigvögeln eine monatliche Schwankung zwischen 65 % und 100 % mit aufsteigender Tendenz von Mai bis November. Diese aufsteigende Tendenz war auf niedrigerem Niveau auch bei den Volieren- (Mai 40 %, Juni 45,5 %, Juli 66,3 %) und bei den Wildvögeln (Juli 50 %, August 50 %, September 57,6 %, Oktober 81,3 %) vorhanden (s. Abb.4).

Beim Genus *Bacillus* war ebenfalls ein Anstieg in der Käfighaltung von Juni bis November zu beobachten (Juni 30 %, allmählich ansteigend auf 100 % im November). Von November bis Mai ließ sich dann eine fallende Tendenz erkennen. Diese Bewegungen waren auch bei den anderen Untersuchungsgruppen vorhanden, bei den Volieren auf höherem Niveau (Mai 60 %, Juni 54,5 %, Juli 66,3 %), bei den Wildfängen auf niedrigerem Niveau (Juli 28,6 %, August 50 %, September 51 %, Oktober 56,3 %) (s. Abb.6).

Abb. 3: Annualer Verlauf der prozentualen Häufigkeiten von
Streptococcus

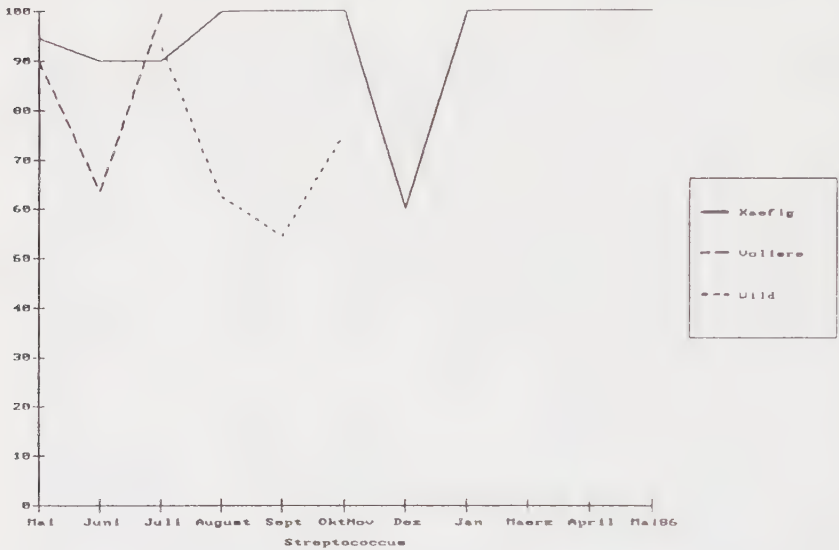


Abb. 4: Annualer Verlauf der prozentualen Häufigkeiten von
Micrococcaceae

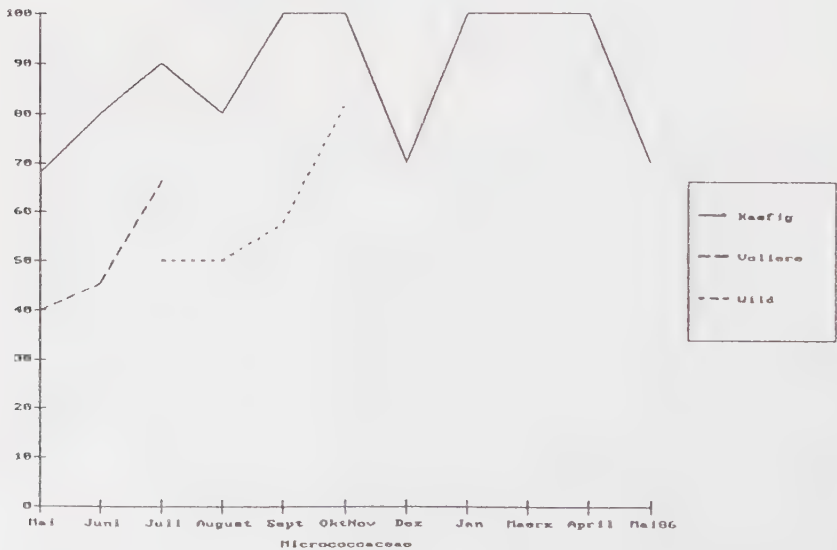


Abb. 5: Annualer Verlauf der prozentualen Häufigkeiten von
Lactobacillus

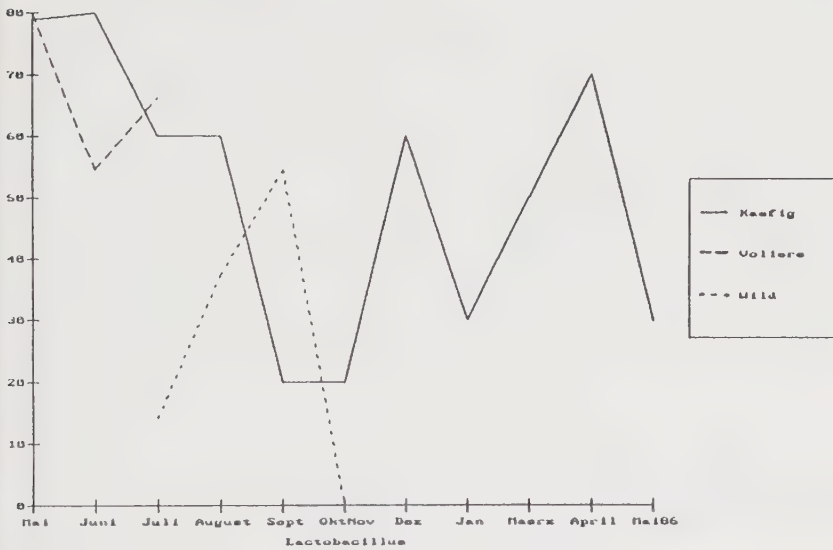
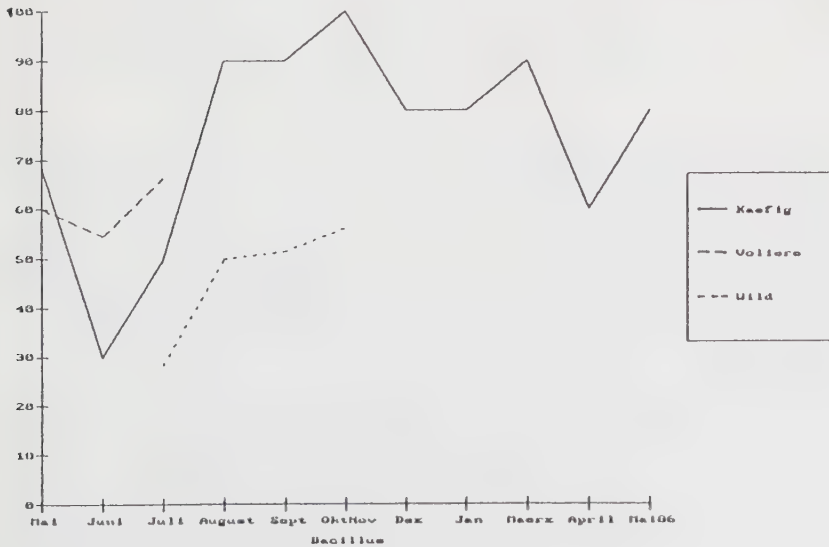


Abb. 6: Annualer Verlauf der prozentualen Häufigkeiten von
Bacillus



Die Laktobazillen zeigten bei allen Untersuchungsgruppen gegenüber den übrigen grampositiven Bakterien jahreszeitlich eine gegenläufige Bewegung. Ihr Vorkommen nahm von Mai bis November ab und von Dezember bis April zu. Bei den Käfigvögeln bewegte sich ihre Häufigkeit von Mai mit 78,9 % allmählich auf 20 % im November und stieg dann wieder auf 60 % im April. Ein ähnlicher Verlauf war bei den Volierenvögeln und Wildfängen während der entsprechenden Untersuchungsmonate zu erkennen. Die festgestellten Werte im Juli (Käfigvögel ^{a)} 60 %, Wildvögel ^{b)} 14 %, Volierenvögel ^{a)} 66,3 %) waren bei den Wildvögeln stark abweichend (s. Tab.: 6). Die Häufigkeit der Laktobazillen-Isolate aus Käfigvögeln variierte signifikant im Mai 85 (78,9 % ^{a)}) mit Mai 86 (30 % ^{b)}) (s. Abb.5; Tab.7).

Als häufigste Vertreter der Enterobacteriaceae zeigten die Klebsiellen eine prozentuale Verminderung ihres Vorkommens von Mai bis Dezember (Käfigvögel Mai 63,2 %, allmählich abnehmend auf 0 % im Dezember). Eine Abnahme der Klebsiellen fand parallel auch in den anderen Untersuchungsgruppen statt, wobei allerdings der 0 % Wert der Volierenvögel bereits im Juni auftrat, gefolgt von einem schnellen Anstieg im Juli (s. Abb.7). Bei den Käfigvögeln fand der Anstieg erst im Januar (80 %) statt. Auffällig ist die Verteilung der gefundenen Klebsiellasppecies in den verschiedenen Untersuchungsgruppen:

Käfigvögel: 10,9 % *Klebsiella oxytoca*,
 15,9 % *Klebsiella pneumoniae* var. *ocaenae*
 10,9 % *Klebsiella* spp., die nicht weiter
 differenzierbar waren
 Volierenvögel: 6,7 % *Klebsiella oxytoca*

Wildvögel: 25.4 % *Klebsiella oxytoca*

Das Vorkommen von *E. coli* nahm in den Monaten Mai, Juni und Juli zu und dann allmählich bis zum November hin ab. Diese Bewegung war in etwa bei allen drei Untersuchungsgruppen zu erkennen (Käfige: Mai 26,3 %, Juli 60 %, November 0 %; Volieren: Mai 10 %, Juli 55,6 %; Wildfänge: Juli 57,5 %, Oktober 12,5 %). Ein Maximum zeigte sich bei den Käfigvögeln im Dezember (80 %), ca. einen Monat früher als bei den Klebsiellen. Danach nahmen die *E.coli*-Zahlen bis zum Mai des nächsten Jahres allmählich auf 10 % ab (s. Abb.8).

Enterobacter hatte bei den Käfigvögeln ein Maximum im Juli und nahm zum Herbst hin allmählich ab (Juli 80 %, November 10 %). Abweichend hiervon waren die Werte bei den Volierenvögeln mit einem Maximum im Juni (Mai 20 %, Juni 63,6 %, Juli 55,6 %) und bei Wildvögeln mit einem Maximum im September (Juli 21 %, August 62,5 %, September 69,7 %, Oktober 25 %) (s. Abb.10).

Hafnia konnte nur im Spätsommer und Herbst nachgewiesen werden. Bei den Wildvögeln traten diese Bakterien im August mit 12,5 % und im September mit 3,0 % auf, bei den Volierenvögeln einmalig im Juli, bei den Käfigvögeln im August (30 %) und im November (10 %). Jahreszeitlich ähnlich verteilt wurde vereinzelt *Serratia* gefunden (Wildvögel 31,5 % im Oktober; Volieren 11,1 % im Juli; Käfigvögel 10% im September). Das Genus *Proteus* trat ausschließlich bei den Käfigvögeln auf (Juni 20 %, August 10 %, Dezember 20 %, April 10 % und Mai 86 mit 40 %). *Pseudomonas* erschien bei den Wildvögeln im September mit 12,1 % und im Oktober mit 18,8 %

sowie bei den Käfigvögeln im Juli, September, Januar und Mai mit jeweils 10 %. *Aeromonas* ließ sich bei allen Gruppen im Sommer und Herbst unregelmäßig nachweisen. Bei den Wildvögeln waren dies 50 % im August, 27,3 % im September und 6,3 % im Oktober. Einmalig kam dieses Genus bei den Volierenvögeln mit 27,3 % im Juli vor. Bei den Käfigvögeln konnte es von Juni bis Dezember isoliert werden (Juni 10 %, Juli 10 %, August 10 %, Dezember 20 %).

Alcaligenes wurde bei den Wildvögeln im Juli (7,2 %), im August (12,5 %), im September (12,1 %) sowie bei den Käfigvögeln im März (20 %) gefunden. *Bordetella* trat im Herbst und Winter auf (Wildvögel: September 18,2 %, Oktober 25,0 %; Käfigvögel: November: 10 %, Dezember: 30 %, Januar: 20 %). *Acinetobacter* konnte unregelmäßig in allen Gruppen während des gesamten Untersuchungszeitraumes bis maximal 27,3 % nachgewiesen werden. *Moraxella* kam im Herbst bei Wildvögeln (September: 6,1 %) und bei Käfigvögeln (August 20 %, September 10 %, November 10 %, Dezember 60 %) vor. Einmalig konnten im Oktober bei 37,5 % der untersuchten Wildvögel Flavobakterien isoliert werden. (s. Tab.8; 9; 10)

Zusätzlich zu den genannten Bakterien wurden Hefen isoliert. Bei 22,5 % ^{a)} der Wildfänge, 40 % ^{a)} der Volieren- und bei 60% ^{b)} der Käfigvögel konnten Hefen nachgewiesen werden. Signifikant weniger Hefen kamen bei Wildvögeln vor (s. Tab.5). Besonders ausgeprägt war dieser Unterschied im Juli zu erkennen (Wildvögel 28,6 % ^{a)}, Volierenvögel 100 % ^{b)}, Käfigvögel 100 % ^{b)}) (s.Tab.6). Bei den Untersuchungen im Mai 1985 (5.3 % ^{a)}) und Mai 1986 (40% ^{b)}) war die Häufigkeit von Hefen bei den Käfigvögeln signifikant unterschiedlich (s. Abb.9; Tab.7). Gelegentlich kamen noch andere Pilzgenera vor, die aber nicht ausdifferenziert wurden.

Abb. 7: Annualer Verlauf der prozentualen Häufigkeiten von
Klebsiella

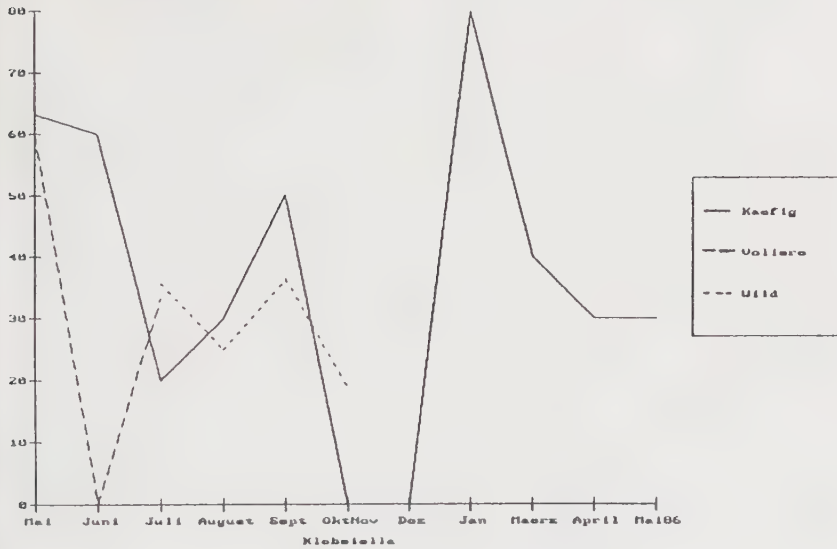


Abb. 8: Annualer Verlauf der prozentualen Häufigkeiten von
Escherichia coli

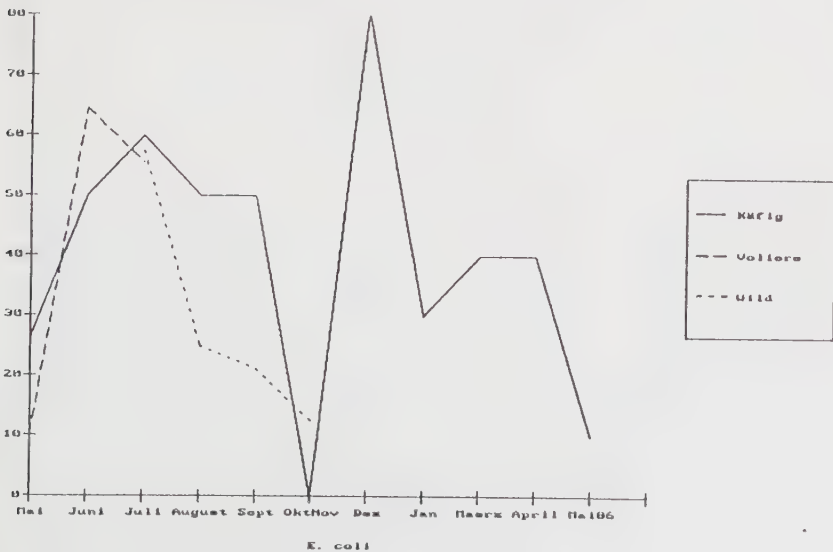


Abb. 9: Annualer Verlauf der prozentualen Häufigkeiten von

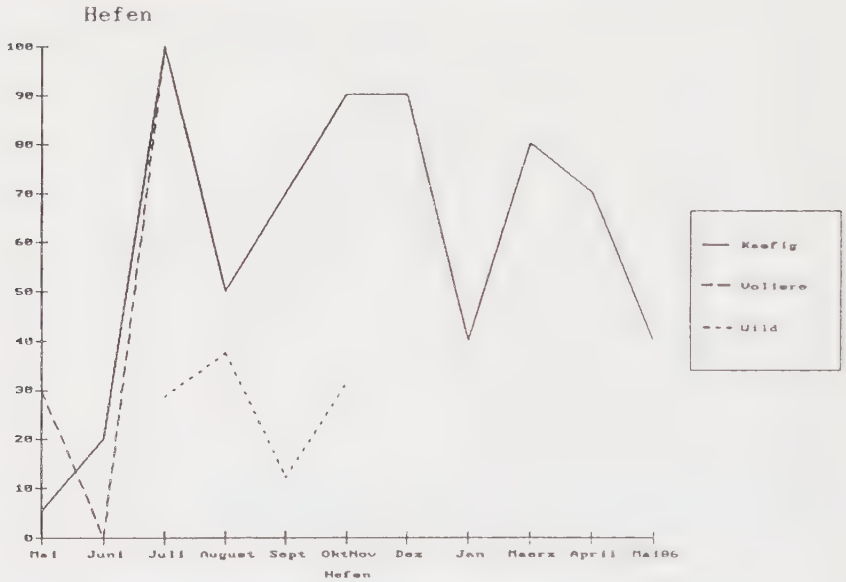
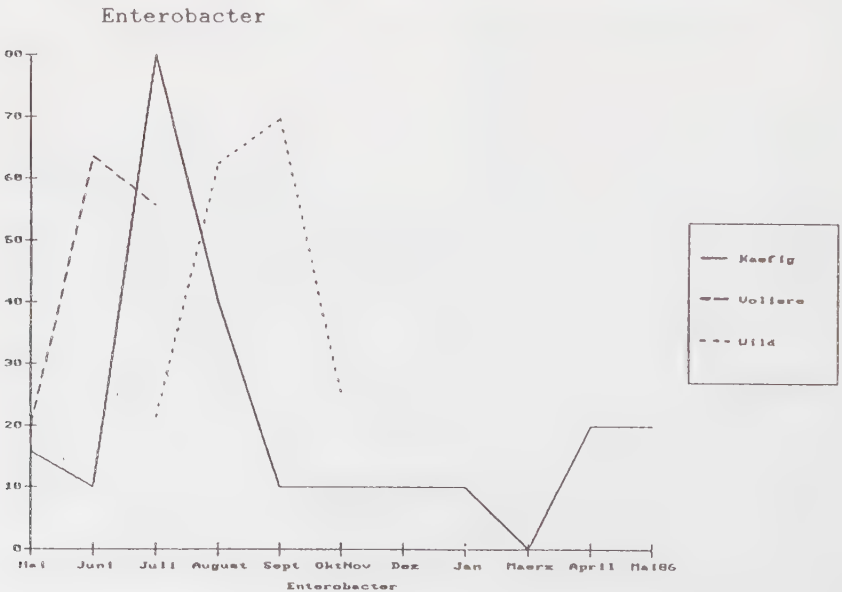


Abb. 10: Annualer Verlauf der prozentualen Häufigkeiten von



2
Tabelle 6: chi²-Test der Häufigkeitsverteilung von
 Bakteriengenera und Hefen im Juli 85

Keime	Vol%	Wild%	Käfig%	Chi ²	Signif.
Streptococcus	100,0	92,8	90,0	0,88203	0,6434
Staphylococc.	66,3	42,8	90,0	5,65153	0,0593
Micrococcus	22,2	14,3	40,0	2,12771	0,3451
Bacillus	66,3	28,6	50,0	3,32619	0,1896
Lactobac.	66,3	14,3	60,0	7,96821	0,0186
Corynebact.	0,0	14,3	0,0	2,88940	0,2358
E. coli	55,6	57,5	60,0	0,4017	0,9801
Klebsiella	33,3	35,7	20,0	0,73584	0,6922
Enterobacter	55,6	21,4	80,0	2,59223	0,2736
Hefen	100,0	28,6	100,0	19,47205	0,0001

2
Tabelle 7: Chi²-Test der Häufigkeitsverteilung einiger
 vorkommender Bakteriengenera und der Hefen bei Käfig
 vögeln im Mai 85 und Mai 86

Keime	Mai 85	Mai 86	Chi ²	Signif.
Bacillus	68,4	80,0	0,05110	0,
Lactobac.	78,9	30,0	3,91045	0,0480
E. coli	26,3	10,0	1,45297	0,2281
Klebsiella	63,2	30,0	2,88474	0,0894
Hefen	5,3	40,0	5,54053	0,0186

Tabelle 8: Prozentuales Vorkommen von Bakteriengenera und Hefen bei den Wildvögeln 1985

Genus	Juli	August	September	Oktober
Probenzahl n	14	8	33	16
Streptococcus	92,8	62,5	54,5	75,0
Micrococcaceae	50	50	57,6	81,3
Bacillus	28,4	50,0	51,5	56,3
Lactobac.	14,3	37,5	54,5	-
Corynebact.	14,3	-	12,1	-
E.coli	57,5	25,0	21,2	12,5
Citrobacter	7,2	-	3,0	6,3
Klebsiella	35,7	25,0	36,4	18,8
Enterobacter	21,4	62,5	69,7	25,0
Hafnia	-	12,5	3,0	-
Serratia	-	-	-	31,5
Proteus	-	-	-	-
Pseudomonas	-	-	12,1	18,8
Aeromonas	-	50,0	27,3	6,3
Alcaligenes	7,2	12,5	12,1	-
Bordetella	-	-	18,2	25,0
Acinetobacter	-	-	27,3	6,3
Moraxella	-	-	6,1	-
Flavobact.	-	-	-	37,5
Hefen	28,6	37,5	12,1	31,3

Tabelle 9: Prozentuales Vorkommen von Bakteriengenera und Hefen
bei den Volierenvögeln 1985

Genus	Mai	Juni	Juli
Probenzahl n	10	11	9
Streptococcus	90,0	63,6	100
Micrococcaceae	40,0	45,5	66,3
Bacillus	60,0	54,5	66,3
Lactobac.	80,0	54,5	66,3
Corynebact.	-	-	-
E.coli	10,0	64,5	55,6
Citrobacter	10,0	27,3	-
Klebsiella	60,0	-	33,3
Enterobacter	20,0	63,6	55,6
Hafnia	-	-	11,1
Serratia	-	-	11,1
Proteus	-	-	-
Pseudomonas	-	-	-
Aeromonas	-	-	27,3
Alcaligenes	-	-	-
Bordetella	-	-	-
Acinetobacter	-	-	9,1
Moraxella	-	-	-
Hefen	30,0	-	100

Tabelle 10: Prozentuales Vorkommen von Bakteriengenera und Pilzen
bei den Käfigvögeln 1985 - 1986

Genus	Mai	Juni	Juli	Aug.	Sept.	Nov.	Dez.	Jan.	März	April	Ma
Probenzahl n	19	10	10	10	10	10	10	10	10	10	10
Streptococcus	94,7	90	90	100	100	100	60	100	100	100	100
Micrococcaceae	68,0	80	90	80	100	100	70	100	100	100	70
Bacillus	68,4	30	50	90	90	100	80	80	90	60	80
Lactobac.	78,9	80	60	60	20	20	60	30	50	70	30
Corynebact.	15,8	-	-	-	-	10	-	-	-	-	-
E.coli	26,3	50	60	60	50	-	80	30	40	40	10
Citrobacter	-	-	-	10	-	-	10	-	10	10	-
Klebsiella	63,2	60	20	30	50	-	-	80	40	30	30
Enterobacter	15,8	10	80	40	10	10	10	10	-	20	20
Hafnia	-	-	-	30	-	10	-	-	-	-	-
Serratia	-	-	-	-	10	-	-	-	-	-	-
Proteus	-	20	-	10	-	-	20	-	-	10	40
Pseudomonas	-	-	10	-	10	-	-	10	-	-	10
Aeromonas	-	10	10	10	-	-	20	-	-	-	-
Alcaligenes	-	-	-	-	-	-	-	-	20	-	-
Bordetella	-	-	-	-	-	10	30	20	-	-	-
Acinetobacter	15,1	-	-	-	10	20	-	10	-	-	-
Moraxella	-	-	-	20	10	10	60	-	-	-	-
Hefen	5,3	20	100	50	70	90	90	40	80	70	40
Fungi undiff.	5,3	-	10	20	-	10	10	-	10	-	-

In der Gruppe der ausschließlich aus Südwestdeutschland stammenden Vögel traten dieselben Bakteriengenera in ähnlichen Häufigkeiten wie in den anderen Untersuchungsgruppen auf (s.Tab.11).

Bei routinemäßigen bakteriologischen Untersuchungen und Resistenzuntersuchungen am Institut für Geflügelkrankheiten wurde festgestellt, daß Bakterien von Mönchsgrasmücken der Vogelwarte Radolfzell überwiegend resistent gegen Sulfonamide waren. (6. Antibiogramme zwischen 1981 und 1986, bei denen bei isolierten Darmbakterien Sulfonamide in keinem Fall wirksam waren.)

Bei der Untersuchung der Nestlinge ließen sich am Schlupftag keine Bakterien nachweisen. Am 2. Lebenstag wuchsen bei 20 % der untersuchten Proben Streptokokken. Ihr Vorkommen stieg stetig bis auf 100 % am 7. Lebenstag. Am 3. Lebenstag wurden zum erstenmal bei 20 % der Kotproben Staphylokokken kultiviert. Enterobacter trat vom 4. Lebenstag an regelmäßig auf. E. coli konnte zum erstenmal am 7. Tag nachgewiesen werden. Bazillen waren ab dem 2. Lebenstag vereinzelt zu diagnostizieren. Einmalig trat am 2. Lebenstag Bordetella bronchiseptica und am 3. Lebenstag Citrobacter auf. Hefen wurden erstmalig am 8. und Lactobacillen am 10. Lebenstag gefunden (s. Tab.12, Abb.11).

Während des gesamten Untersuchungszeitraums wurden 5 Stämme Gramnegativer Stäbchen isoliert, die nicht differenziert werden konnten. Drei Bakterienstämme ließen sich nicht subkultivieren. Weiterhin wurde eine Escherichiaart mit fehlender Lysindecaboxylase nachgewiesen.

Tabelle 11: Prozentuales Vorkommen von Bakteriengenera und Hefen in der Vogelgruppe (Käfigvögel) aus Südwestdeutschland im Juli 86

Genus	
Probenzahl n	10
Streptococcus	80,0
Staphylococcus	90,0
Micrococcus	20,0
Bacillus	40,0
Lactobacillus	40,0
Corynebact.	-
E.coli	30,0
Citrobacter	20,0
Klebsiella	-
Enterobacter	30,0
Hafnia	-
Serratia	-
Proteus	-
Pseudomonas	20,0
Aeromonas	-
Alcaligenes	-
Bordetella	-
Acinetobacter	10,0
Moraxella	-
Hefen	30,0

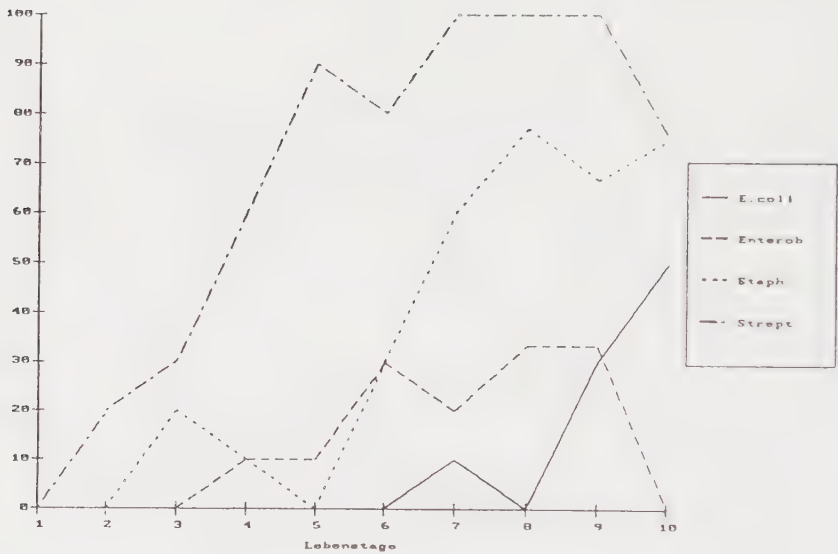


Abb. 11: Die häufigsten Bakteriengenera bei der Darmfloraentwicklung während der ersten 10 Lebenstage in ihrer prozentualen Häufigkeit

Im Untersuchungszeitraum wurde am Institut für Geflügelkrankheiten die Sektion einer zufällig frisch verendet aufgefundenen Mönchsgrasmücke und gleichzeitig eine qualitative bakteriologische Untersuchung von Proben aus verschiedenen Abschnitten des Verdauungstraktes mit folgendem Ergebnis durchgeführt:

Oesophagus:	4 Kolonien Staphylococcus spp.
Übergang Vor- zu	4 verschiedene Bacillus spp.
Muskelmagen:	L - haemolysierende Streptokokken
	Micrococcus sp.
	Staphylococcus sp.
	Lactobacillus sp.
	1 Stamm nicht zu differenzierende
	Gram- negative Stäbchen
Duodenum:	3 Bacillus spp.
	1 Stamm nicht diff. Gram- neg. Stäbchen
Jejunum (Mitte)	3 Bacillus spp.
	Streptococcus sp.
	1 Stamm nicht diff. Gram- neg. Stäbchen
	E.coli (wenig)
Colon:	3 Bacillen spp.
	Lactobacillus spp.
	Staphylococcus sp.
	Micrococcus sp.
	E. coli (5 Kolonien)

5.0. Diskussion

Bei der Mönchsgrasmücke dürften in der aerob wachsenden Darmflora die Gram- positiven Keime vorherrschend sein. Von den Gram- negativen Bakterien kommen Enterobacteriaceae (und zwar der Häufigkeit nach absteigend Klebsiella, E.coli, Enterobacter, Citrobacter, Serratia, Hafnia und Proteus) sowie zu kleineren Anteilen auch Pseudomonas, Aeromonas, Alcaligenes Bordetella, Acinetobacter und Moraxella vor. Überraschend ist das regelmäßige Auftreten von Hefearten. Die Häufigkeitsverteilung der verschiedenen Bakterienarten zeigt eine hohe Variabilität mit Maxima und Minima der häufigeren Bakteriengenera. Diese Variabilität bezieht sich nicht nur auf die Maxima und Minima zu unterschiedlichen Jahreszeiten, sondern auch auf die einzelnen Untersuchungsgruppen. Eine im Jahresverlauf stark wechselnde prozentuale Zusammensetzung der Darmflora ist bei domestizierten Vögeln bisher nicht beschrieben worden. Bei der Mönchsgrasmücke müssen mehrere Einflußfaktoren diskutiert werden. So einmal die im Jahresverlauf wechselnde Präferenz zwischen animalischer und vegetarischer Kost (BERTHOLD, 1976), zum anderen physiologische Einflüsse wie Brutzeit, Aufzuchtzeit, Mauser und Zugvorbereitung. Unterschiede der Darmflorazusammensetzung bei verschiedenem Futter werden von (SOUCEK and MUSHIN, 1970) beschrieben. Der Autor arbeitete mit geographisch getrennten Untersuchungsgruppen bei Pinguinen und Raubmöwen und meinte, die Unterschiede in der aeroben Gram- negativen Darmflora dieser Vögel auf die Nahrung zurückführen zu können. Diesen Untersuchungsergebnissen stehen die Aussagen von HOFFMANN (1967), GLUNDER (1979) und WENDLER (1984) gegenüber, die nur Darmflora- veränderungen durch "extreme Bedingungen" diskutieren. Ein Wech-

sel von animalischer zu vegetarischer Kost wäre als extrem anzusehen, wenn er absolut wäre. Dies dürfte bei der Mönchsgras-
mücke jedoch nicht der Fall sein, da es sich nur um eine zeitlich
limitierte Präferenz handelt. Im Gegensatz zu der unterschiedli-
chen Darmflora von Pinguinen und Raubmöwen nach SOUCEK and MUSHIN
(1970) ist bei der Mönchsgrasmücke die Darmflora jedoch nur
prozentual im Jahresverlauf verändert. Daher ist der Einfluß von
Nahrungskomponenten vorsichtig zu beurteilen zumal die beschrie-
bene Variabilität auch bei Käfigvögeln mit konstanter Fütterung
zu beobachten ist. Es ist bekannt, daß Änderungen im Hormonhaushalt
im Zusammenhang mit Brutzeit, Mauser und Zugvorbereitung
auch einen Einfluß auf die spezifische und unspezifische Infekt-
abwehr und damit möglicherweise auch auf die Schleimhautbesie-
delung ausüben. Steroide hemmen sowohl frühe als auch späte
entzündliche Reaktionen sowie generell lymphatisches Gewebe.
Dadurch kann es zur unspezifischen Schwäche der Infektabwehr und
vorübergehender Immunsuppression kommen (Lit. bei GROGER, 1987).
Es sind allerdings weitere Untersuchungen notwendig, um einen
möglichen Zusammenhang zwischen variabler Darmflorazusammen-
setzung und hormonellen Vorgängen zu beweisen. Die teilweise
signifikanten Differenzen in der prozentualen Zusammensetzung der
Darmflora bei Käfigvögeln zwischen Mai 85 und Mai 86 könnten dann
vielleicht durch ein witterungsabhängiges früher oder später
eingetretenes Brutverhalten bedingt sein. Es sind weiterhin de-
taillierte Untersuchungen über den Einfluß einzelner Nahrungskom-
ponenten auf die Darmflora notwendig. Hier wäre u.a. der Reifezu-
stand von Pflanzenteilen bzw. Beeren zu nennen. Reife Beeren
tragen in der Regel Hefen, so daß hier ein Faktor für die Besie-
delung des Darmes mit Hefen zu sehen wäre. Die festgestellten

Daten erlauben aber keine Aussage. Beeren sind auch als Quelle von Flavobakterien zu sehen. Die nur im Oktober gelungene Isolierung von Flavobakterien bei Wildvögeln könnte durch die Beeren-nahrung der nordischen Brutgebiete bedingt sein. Es muß angenommen werden, daß sich im Oktober die Mehrzahl der gefangenen Mönchsgrasmücken auf dem Zug nach Süden befunden hat. Die bei den Gefangenschaftsvögeln meist häufiger auftretenden Laktobazillen können eventuell durch die im Futter angebotene Dickmilch, die zwar abgekocht wird aber die Azidität nicht verliert, beeinflußt worden sein.

Neben anderen Faktoren, die die Darmflora beeinflussen können, ist die Azidität des Darminhalts von Bedeutung. Es ist durchaus denkbar, daß sich der pH- Wert des Darminhalts mit wechselnder Futterpräferenz ändert und dadurch bestimmte Mikroorganismen in ihrem Wachstum gehemmt oder begünstigt werden. Zu den Faktoren, die die Zusammensetzung der Darmflora beeinflussen können zählt auch das Trinkwasser. Es ist wahrscheinlich kein Zufall, daß im August am häufigsten Aeromonaden gefunden werden. Bei warmer Witterung (und möglicherweise gewittrigen Schauern) haben die mesophilen Aeromonaden Vermehrungsvorteile, die zum raschen Anstieg der Keime im Oberflächenwasser führen. In der Gefangenschaft werden die Wassergefäße regelmäßig gereinigt und desinfiziert.

Der Effekt der Gefangenschaft auf die autochthone Darmflora kann als "negativer Hospitalismus" beschrieben werden. Mit Ausnahmen werden bei Wild- und Gefangenschaftsvögeln dieselben Bakterien-gera isoliert, bei Gefangenschaftsvögeln aber mit oft signifikant

höheren Frequenzen. Dies gilt ebenfalls für die nachgewiesenen Hefen. Das Ergebnis von WENDLER (1984), daß die Gefangenschaftshaltung eine Änderung des Keimspektrums in der Darmflora bewirken könnte, läßt sich in der vorliegenden Arbeit nur bedingt bestätigen, da die Mönchsgrasmücken unter vorbildlichen hygienischen Bedingungen gehalten werden. Von einem Keimdruck im eigentlichen Sinne kann daher keine Rede sein. Inwieweit eine gegenüber der Wildpopulation grundsätzliche Änderung des Keimspektrums im menschlichen Bereich eine Rolle spielt, bedarf weiterer Untersuchungen. Als Hinweis könnte das vermehrte Auftreten von *Klebsiella pneumoniae* var. *ocaenae* gelten. Diese normalerweise beim Menschen vorkommende Subspecies ist die häufigste Enterobacteriacee bei den in Gefangenschaft gehaltenen Vögeln. Die *E.coli* Stämme haben keine Merkmale, die auf ihre Herkunft vom Menschen oder Säugetier schließen lassen. Die in vielen Veröffentlichungen auftauchende Frage, ob *E.coli* zur autochthonen Darmflora bestimmter Vogelarten gehört, kann auch für die Mönchsgrasmücke durch diese Untersuchung nicht eindeutig beantwortet werden. *E. coli* kann jedoch im Kot klinisch gesunder Mönchsgrasmücken nachgewiesen werden. Allerdings ist der prozentuale Anteil bei den Wildvögeln deutlich, wenn auch nicht signifikant, niedriger. Arbeiten, wie die von JONES and NISBET (1980), in denen gestorbene und daher wahrscheinlich kranke Vögel (Psittaciformes) untersucht werden, sind nicht aussagekräftig.

Ein Einfluß der Kokzidioseprophylaxe mit den Sulfonamiden Esb^K und Sulfalon^K kann weitgehend ausgeschlossen werden, da die isolierten Keime im Antibiotogramm überwiegend resistent gegen Sulfonamide sind. Zum eindeutigen Beweis wäre es nötig gewesen, wäh-³

rend des Untersuchungszeitraumes auf die Kokzidioseprophylaxe zu verzichten. Dies allerdings war aufgrund der langjährigen Erfahrung der Vogelwarte mit der Gefangenschaftshaltung von Mönchsgrasmücken und dem Auftreten von Kokzidiose nicht möglich. Außerdem sollte der Routinebetrieb des Instituts durch die Untersuchung möglichst nicht gestört werden.

Die Untersuchung der nur aus Südwestdeutschland stammenden Käfigvögel ergab keine wesentlichen Abweichungen von den anderen gekäfigten Mönchsgrasmücken. Dies bestätigt die Annahme, daß es eine für Mönchsgrasmücken typische Darmflora gibt, die allerdings durch individuelle Faktoren und saisonale Umweltbedingungen beeinflusst wird.

Die Entwicklung der autochthonen Darmflora bei Nestlingen zeigt deutliche Parallelen zur Darmfloraentwicklung bei künstlich aufgezogenen Hühnervögeln (SMITH and CRABB, 1961, SMITH, 1965a; OCHI et al., 1964; SUWATANAVIROY, 1973). Wie bei diesen beginnt die Entwicklung mit dem Auftreten von Streptokokken, dann Staphylokokken ab dem 3. Tag und mit dem vereinzelt Auftreten der übrigen typischen Bakteriengenera. Die jeweilige frühere oder spätere Anwesenheit bestimmter Genera muß auf zufällige Zufuhr aus der Umwelt, z.T. aus der angebotenen Nahrung zurückgeführt werden. Der einmalige Nachweis von *Bordetella bronchiseptica* am 2. Lebenstag und *Citrobacter* am 3. Lebenstag ist wohl als Zufall oder Verunreinigung zu vernachlässigen.

Die Frage, ob die in dieser Untersuchung beschriebene "Kotflora" der tatsächlichen "Darmflora" der Mönchsgrasmücke entspricht,

wäre nur durch Probenahmen bei Sektionen zu klären. Dies war allerdings im Rahmen dieser Untersuchung nicht möglich. Eine Gleichsetzung der Begriffe Darmflora und Kotflora wie bei NEEDHAM et al. (1979); HOLLANDER (1982) und WENDLER (1984) ist nicht zulässig, da aus Untersuchungen bei Haushuhn und Hauspute zu ersehen ist, daß verschiedene Genera in unterschiedlichem Maße in verschiedenen Darmabschnitten siedeln (SUWATANAVIROY, 1973; OCHI et al., 1964). Eine am Institut für Geflügelkrankheiten durchgeführte, allerdings nur qualitative, Untersuchung verschiedener Abschnitte des Verdauungstraktes einer einzelnen Mönchsgrasmücke ergab keine wesentlichen Diskrepanzen zur Kotflora. Allerdings konnten *E.coli* Kolonien nur vereinzelt in der Mitte des Jejunums und im Kolon gefunden werden. Andere Enterobacteriaceen ließen sich nicht nachweisen. Laktobazillen siedelten nur im Kolon. Diese einmalige Untersuchung eines Wildvogels ist statistisch gesehen nicht aussagekräftig und müßte durch weitere Ergebnisse ergänzt werden.

Eine quantitative Untersuchung der Kotproben war aus technischen Gründen nicht möglich und wegen der langen Transporte, bzw. der Sammelperiode "über Nacht" in den Volieren, von vorne herein mit erheblichen Unsicherheitsfaktoren belastet.

Im Untersuchungszeitraum sind Bakterien isoliert worden, die nicht differenzierbar waren bzw. von der Norm abweichende Eigenschaften aufwiesen. Bei Vögeln werden solche Bakterien immer wieder isoliert (HARRISON und HARRISON, 1986). Dies ist zu erwarten, da die physiologischen Besonderheiten vieler Vogelarten, einschließlich ihrer hohen Körpertemperatur, eine Anpassung der

Bakterien bedingt, die sich in Abweichungen vom Standard ausdrücken.

Die vorliegende Arbeit hat gezeigt, daß die Mönchsgrasmücke als Modell zur Beurteilung bakterieller Kotuntersuchungsbefunde bei exotischen Vögeln ungeeignet ist. Die bisher nicht beschriebene jahreszeitliche Variabilität der prozentualen Darmflorazusammensetzung, die zudem noch zwischen Wild-, Käfig- und Volierenvögeln differiert, erlaubt keine Analogieschlüsse gegenüber anderen Vogelarten gleicher Größe und Ernährungsweise.

6.0. Zusammenfassung

Als mögliches Modell zur besseren Beurteilung der aeroben, autochthonen Darmflora bei exotischen Vögeln wird die Mönchsgrasmücke (*Sylvia atricapilla*) herangezogen. In monatlichen Abständen werden elfmal Kotproben von jeweils zehn Käfigvögeln bakteriologisch untersucht. Im gleichen Jahr kommen von Mai bis Juli 31 Kotproben von in Volieren lebenden Mönchsgrasmücken zur Untersuchung. Von Juli bis Oktober können insgesamt 71 Kotproben von Wildfängen bakteriologisch beurteilt werden. Die Entwicklung der Darmflora wird an Kotproben von Nestlingen (1. - 10. Lebens- tag) aus zehn Nestern in Naturbrut beobachtet.

Von den grampositiven Bakterien kommen Streptokokken, Staphylokokken, Mikrokokken, Bazillen und Laktobazillen regelmäßig vor. Bei den Gramnegativen dominieren *Klebsiella*, *Escherichia coli* und *Enterobacter*. Außerdem werden fast immer Hefen isoliert. Die nachgewiesenen Bakteriengenera treten im Jahresverlauf und in den verschiedenen Untersuchungsgruppen oft mit signifikant unterschiedlichen Häufigkeiten auf. Bei der Untersuchung der Nestlinge lassen sich ab dem zweiten Lebenstag Streptokokken, ab dem dritten Staphylokokken, ab dem vierten *Enterobacter* und ab dem siebten *Escherichia coli* nachweisen. Erstmals wird eine jahreszeitlich stark variierende Darmflora beschrieben. Die Gefangenschaftshaltung führt beim selben Bakterienspektrum zu einem "negativen Hospitalismus" bezüglich der Häufigkeit. Eine Vereinfachung oder ein Modell zur Beurteilung von bakteriologischen Laborbefunden von exotischen Vögeln ist nicht herzuleiten.

The Aerob Intestinal Flora of the Free Living and Caged Blackcap
(*Sylvia atricapilla*)

Summary

It has been tried to use the Blackcap (*Sylvia atricapilla*) as a model for better assessment of the autochthonic intestinal flora of exotic birds. At monthly intervals, faecal samples of 10 caged specimens are examined bacteriologically for about one year. During the same year, faecal samples are examined bacteriologically of breeding pairs in flights (31 samples from May through July) and wild living birds caught between July and October (71 samples). The development of the intestinal flora is investigated using faecal samples from nestlings in 10 nests under natural incubation and brooding. Regularly, gram-positive bacteria such as streptococcus, staphylococcus, micrococcus, bacillus and lactobacillus can be demonstrated. Among gram-negative bacteria klebsiella, *Escherichia coli* and enterobacter are frequent. In addition, yeasts are isolated rather regularly. The bacterial genera in question occur at significantly different frequencies during the course of the year and in the various groups of birds. Within the faeces of the nestlings streptococci can be demonstrated at the second day of life, staphylococci at the third, enterobacter at the fourth, and from the seventh day onward *Escherichia coli*. Apparently for the first time, a seasonal significantly varying intestinal flora is described. Keeping in captivity results in a "negative hospitalism" of an identical bacterial spectrum with higher frequency. In conclusion, these bacteriological findings are not suitable as an assessment for other exotic birds.

La flora intestinal aerobia de la curruca capirotada (*Sylvia atricapilla*) examinada de ejemplares libres o mantenidos en cautiverio

Resumen

Como modelo para la evaluación de la flora intestinal aerobia autóctona en aves exóticos se examinaron muestras de heces obtenidas de ejemplares libres (adultos y polluelos) o mantenidos en cautiverio respectivamente de la curruca capirotada (*Sylvia atricapilla*) durante el curso de dos años.

Bacterias gram-positivas como *Streptococcus*, *Staphylococcus*, *Micrococcus*, *Bacillus* y *Lactobacillus* se encontraron regularmente. De las bacterias gram-negativas dominaron *Klebsiella*, *Escherichia coli* y *Enterobacter*. Además se aislaron casi siempre levaduras. Los generos bacterianos aislados se encontraron durante el curso del año y en los diferentes grupos examinados parcialmente con frecuencia variable significativa. Examinando polluelos, se aislaron a partir del día segundo de vida *Streptococcus*, del día tercero *Staphylococcus*, del día cuarto *Enterobacter* y del día séptimo *Escherichia coli*. Por primera vez se describe una flora intestinal con variación fuerte estacional. La mantención en cautiverio conduce a un "hospitalismo negativo" en respecto a la frecuencia de las bacterias observadas. No se pudieron establecer una simplificación o un modelo para la evaluación de resultados bacteriológicos del laboratorio.

7.0. Literaturverzeichnis

ANNISON, E.F., K.J. HILL and R. KENWORTHY (1968)

Volatile fatty acids in the digestive tract of the fowl

Brit.J.Nutri. 22, 207 - 216

AVERY OTTENS, P. (1982)

Preliminary bacteriology in psittaciformes birds with some
procedures in the identification of the bacteria present

Proc. annual meeting AAV, Atlanta, Georgia

BARNES, E.M. and C.S. IMPEY (1970)

The isolation and properties of the predominant anaerobic bacteria
in the caeca of chickens and turkeys

Brit.Poult.Sci. 11, 467 - 48

BARNES, E.M., G.C. MEAD, D.A. BARNUM and E.G. HARRY (1972)

The intestinal flora of the chicken in the period 2 to 6 weeks of
age, with particular reference to the anaerobic bacteria

Brit. Poult. Sci. 13, 311 - 326

BERGEY (1974)

Manual of Systematic Bacteriology

8th
edition

Williams and Wilkins Company, Baltimore

BERGEY (1984)

Manual of Systematic Bacteriology

9th edition, Volume 1

Williams and Wilkins Company, Baltimore

BERGEY (1986)

Manual of Systematic Bacteriology

9th edition, Volume 2

Williams and Wilkins Company, Baltimore

BERTHOLD, P. (1976)

Animalische und vegetabilische Ernährung omnivorer Singvogelarten: Nahrungsbevorzugung, Jahresperiodik der Nahrungswahl, physiologische und ökologische Bedeutung

J.Orn. 117, 145 -209

BERTHOLD, P. und R. SCHLENKER (1987)

Die Mönchsgrasmücke

Neue Brehm Bücherei, Ziemsen Verlag

BIRLBAUER, R. (1980)

Lactobacillen bei Wellensittichen

Vet. Diss. München

BRENSING, D. (1977)

Nahrungsökologische Untersuchungen an Zugvögeln in einem südwestdeutschen Durchzugsgebiet während des Wegzuges

Die Vogelwarte 29, 44 - 56

COATES, M.E. and D.J. JAYNE - WILLIAMS (1966)

Current views on the role of the gut flora in nutrition of the chick

In: Physiology of the Domestic Fowl, p. 181 - 188

Oliver & Boyd, Edinburgh and London

COATES, M.E., J.E. FORD and G.F. HARRISON (1968)

Brit.J.Nutri 22, 493 - 500

zit. nach JAYNE - WILLIAMS, D.J. and R. FULLER (1971)

COHN, F. (1872)

Untersuchungen über Bakterien

Beitr. Biol. Pflanz. 3, 127 - 224

COOPER, J.E., J.R. NEEDHAM and N.C. FOX (1966)

Bacteriological, haematological and clinical chemical studies on the mauritius kestrel (*Falko punctatus*)

Foult.Sci.73, 371 - 376

COWAN, S.T. and K.J. STEEL (1974)

Manual for the identification of medical bacteria

Second Edition. Cambridge University Press

CSAKY, T.Z. (1968)

In: the Germ-free animal in research p. 151 - 159

(M.E. Coates ed.) Academic Press, London

DEMENT'EV G.P. und N.A. GLADKOV (1954)

Birds of the Soviet Union, Volume B

Übersetzung in Englisch 1968 von BIVRON

Z.S. Cole, Jerusalem

DUBOS, R.J. and R.W. SCHAEGLER (1962)

The effect of diet on the faecal bacterial flora of mice and on their resistance to infection

J.exp.Med. 115, 1161 - 1172

FEY, H. (1977)

Kompendium der allgemeinen medizinischen Bakteriologie

1. Auflage, Verlag: Paul Parey, Berlin, Hamburg

GERLACH, H. (1970)

Zum Verhalten der Darmflora bei Mastküken nach nutritiver

Dosierung von Nitrovin

Dtsch.med.Wschr. 77, 562 - 565

GLUNDER, G. (1979)

Bakteriologische Untersuchungsbefunde bei Körnerfressern

Dtsch. tierärztl. Wschr. 86, 302 - 306

GLUNDER, G. und L.L. MARTINSEN (1981)

Orientierende Versuche zur Ansiedlung von Enterobacteriaceen bei Körnerfressern

DVG-Tagung "Krankheiten der Vögel". Tagungsbericht S.89 -95

GREMMELS, H.-D. (1986)

Das Verdauungssystem der Rauhfußhühner - Eine Übersicht zur
Physiologie und Mikroanatomie dieses Organsystems

Z.Jagdwiss. 32, 96-104

GROGER, U. (1987)

Zur Kinetik von Dexamethason und Prednisolon im Plasma von
Haustauben unter Berücksichtigung des weißen Blutbildes

Vet. Diss. München

HAENEL, H. (1960)

Aspekte der mikroökologischen Beziehungen des Makroorganismus

Zbl.Bakt.Ref. 176, 339 - 402

HAENEL, H. (1970)

Human normal and abnormal gastrointestinal flora

Amer.J cli.Nutri., Vol 23, 11, 1433 -1439

HANSEN, I. (1979)

A comparison of the microbiological conditions on the small
intestine and caeca of wild and captive willow grouse

Acta vet. scand. 20, 365 - 371

zit. nach GREMMELS (1986)

HARRISON, G.J. and L.R. HARRISON (1986)

Clinical Avian Medicine and Surgery

W.B. Saunders Company, Philadelphia

HEINROTH, O. und M. HEINROTH (1926)

Die Vögel Mitteleuropas

Behrmüller, Berlin.

HILL, M.J. and B.S. DRASAR (1968)

Degradation of bile salts by human intestinal bacteria Gut

9, 22 -27

HOFFMANN, K. (1967)

Beeinflussungsmöglichkeiten der bakteriellen Darmbesiedelung

Dtsch.med.Wschr. 92, 1431 -1432

HOLLANDER, R. (1982)

Die aerobe bakterielle Darmflora verschiedener überwinternder
Gänsearten

Zbl. Bakt. Hyg., I.Abt Orig. A 252, 394 - 400

HUTHANEN, C.N. and J.M. PENSACK (1964)

The development of the intestinal flora of the young chick

American Cyanamid Company, New Jersey

HUTHANEN, C.N. and J.M. PENSACK (1965)

The role of Streptococcus faecalis in the antibiotic growth
effect in chickens

Poult.Sci. 44, 830 -834

JAWETZ, E., J.L. MELNICK und E.A. ADELBURG (1962)

Medizinische Mikrobiologie

Übersetzung der 5. Auflage

Springer, Berlin, Göttingen, Heidelberg

JAYNE-WILLIAMS, D.J. and R. FULLER (1971)

The influence of the intestinal microflora on nutrition

in: Physiology and Biochemistry of the Domestic Fowl

Academic Press, London and New York, p. 73 - 87

JONES, D.M. and D.J. NISBET (1980)

The gram negative bacterial flora of the avian gut

Avian Pathology, 9, 33 - 38

KLOOS, W.E. and K.H. SCHLEIFER (1975)

Isolation and characterization of Staphylococci from human skin

Int. J. syst. Bacteriol. 25, 62 -79

LUCKEY, D. (1963)

The germfree Life and Gnotobiology

Academic Press New York

MAYR, A. (1972)

In W. FREI: Allgemeine Pathologie für Tierärzte und Studierende
der Tiermedizin

6. Auflage, 44 - 86

Paul Parey, Berlin, Hamburg

MEYNELL, G.G. (1963)

Antibacterial mechanism of the mouse gut

Brit.J.exp.Path. 44, 625 - 630

MITSOUKA, T. (1969a)

Vergleichende Untersuchungen über Laktobazillen aus den Faeces
von Menschen, Schweinen und Hühnern

Zbl.Bakt., I Orig. 210, 32 - 51

MITSOUKA, T. (1969b)

Vergleichende Untersuchungen über die Bifidobakterien aus dem
Verdauungstrakt von Menschen und Tieren

Zbl. Bakt., I Orig. 210, 52 - 64

MITSOUKA, T., T. SEGA und S. YAMAMOTO (1964)

Ein neuer Selektivnährboden für Bacteroides

Zbl.Bakt., I Orig. 195, 69 - 79

MOHRING, G. (1957)

Zur Beerennahrung der Mönchsgrasmücke

in: Der Falke, Jahrgang 4, Urania Verlag, Leipzig

MOORE, W.E.C., E.P. CATO and L.V. HOLDEMAN (1969)

Anaerobic bacteria of the gastrointestinal flora and their
occurrence in clinical infections

J.infect.Dis. 119, 641 - 649

NAQY, S.A., D.H. LEWIS and C.F. HALL (1970)

The intestinal microflora of turkeys: comparison of apparently healthy and blue comb-infected turkey poult

Avian Dis. 15, 14 - 21

NEEDHAM, J.R., J.K. KIRKWOOD and J.E. COOPER (1979)

A survey of the aerobic bacteria in the droppings of captive birds of prey

Veterinary Science, 27, 125 -126

NORUSIS, M.J. (1986)

spss/pc' + TM

for the IBM PC/XT/AT

SPSS Inc

OCHI, Y., T. MITSUOKA UND T. SEGA (1964)

Untersuchung der Darmflora des Huhnes

Zbl.Bakt Parasitkde.(Abt.I), 193, 80-95

OLAH, I., R.L. TAYLER, JR., and B. GLICK (1983)

Ascites Formation in the Chicken

Poultry Science 62: 2095 -2098

ROSENBACH, R.J. (1884) zit. nach BERGEY'S MANUAL (1974)

Mikroorganismen bei den Wund-Infektionskrankheiten des Menschen

Verlag: J.F. Bergmann, Wiesbaden, 1 - 122

RUEBNER, B. and J.R. Mc. LAREN (1958)

The effect of oxytetracycline and neomycin on ammonia levels in the mesenteric vein and on the caecal flora in rabbits

Brit.J.exp.Path. 39, 85 - 89

SCHAEGLER, R.W., R. DUBOS and R. COSTELLO (1965)

Association of germ-free mice with bacteria isolated from normal mice

J.exp.Med. 122, 77 - 82

SCHLEIFER, K.H., W. HEISE, S.A. MEYER (1979)

Desoxyribonucleic acid hybridization studies among micrococci

FEMS Microbiol. Lett. 6, 33 - 36

SHAPIRO, S.K. and W.B. SARLES (1949)

Microorganisms in the intestinal tract of normal chickens

J.Bact. 58, 531 - 544

SHIMADA, K., K.S. BRICKNELL and S.M. FINEGOLD (1969)

Deconjugation of bile acids by intestinal bacteria:

Review of literature and additional Studies

J.infect.Dis. 119, 273 - 281

SMITH, H.W. (1965a)

The development of the flora of the alimentary tract in young animals

J.Path.Bact. 90, 405 -413

SMITH, H.W. (1965b)

Observations on the flora of the alimentary tract of animals and factors affecting its composition

J.Path.Bact.89, 95 - 122

SMITH, H.W. and W.E. CRABB (1961)

The faecal bacterial flora of animals and men. Its development in the young

J.Path.Bact. 82, 53

SOUCEK, Z. and R. MUSHIN (1970)

Gastrointestinal bacteria of certain antarctic birds and mammals
Appl. Microbiology, Oct. 1970, 561 - 566

SPAETER, C. und H. GERLACH (1981)

Ein Beitrag zur Differenzierung gram-negativer sporenloser
Stäbchen aus dem Darm verschiedener Vogelarten

Zbl Vet Med.B, 28, 518 - 534

STACKEBRANDT, E. and C.R. WOESE (1979)

A phylogenetic dissection of the family of Micrococcaceae
Curr. Microbiol. 2, 317 - 322

STRESEMANN, E. (1934)

Aves

in: Krumbach, T.: Handbuch der Zoologie, siebter Band.
Zweite Hälfte

Walter de Gruyter Verlag, Leipzig

SUWATANAVIROY, V. (1973)

Die Erstbesiedelung des Putendarmes mit Bakterien unter besonderer Berücksichtigung der gramnegativen Anaerobier
Vet. Diss. München

WENDLER , R. (1984)

Ein Beitrag zur Zusammensetzung der aeroben Bakterienflora im Kot gesunder körnerfressender Ziervögel
Vet. Diss . Berlin

ZINK, G. (1973 - 1985)

Der Zug europäischer Singvögel, ein Atlas der Wiederfunde beringter Vögel
1.-4.Lieferung, Möggingen

Lebenslauf

Am 30. Januar 1959 wurde ich, Martin Heim, als Sohn des Zimmermanns Johann Heim und seiner Ehefrau Anna, geb. Mayer, in Radolfzell geboren.

Von 1966 bis 1970 besuchte ich die Grundschule Mühlingen und wechselte anschließend auf das Nellenburggymnasium Stockach, wo ich 1979 die Reifeprüfung ablegte.

Ab dem Wintersemester 1979 studierte ich an der LMU München Tiermedizin und schloß 1984 mit dem Staatsexamen ab. Im Dezember 1984 erhielt ich die Approbation als Tierarzt. Seit 1985 bin ich Mitarbeiter in der Praxis Dr.Knall, Mühlingen.

1986 verheiratete ich mich mit Angelika Biller.

Danksagung

Für die Überlassung des Themas sowie für die guten
Arbeitsmöglichkeiten am Institut möchte ich Herrn Prof. Dr. J.
Kösters meinen herzlichen Dank aussprechen.

Besonders danken möchte ich Frau Prof. Dr. Helga Gerlach für ihre
unermüdliche Hilfsbereitschaft während der Untersuchungen und
ihre mühevolle Unterstützung in der Fertigstellung der Arbeit.
Auch allen Mitarbeitern des Instituts für Geflügelkrankheiten,
die mich jederzeit freundlich unterstützten, spreche ich meinen
Dank aus.

Herrn Prof. Dr. P. Berthold schulde ich für die Überlassung der
Versuchsvögel, der Arbeitsräume und Materialien des Max-
Planck-Instituts, für die freundliche Aufnahme im Institut und
die teilweise aufopfernde Unterstützung besonderen Dank. Für die
ausdauernde Hilfe bei der Nestersuche und der Probengewinnung
danke ich allen Mitarbeitern der Vogelwarte Radolfzell, besonders
Herrn U. Querner.

